INSTITUT ROYAL DES SCIENCES NATURELLES DE BELGIQUE

MÉMOIRES

DEUXIÈME SÉRIE, FASC. 58

KONINKLIJK BELGISCH INSTITUUT VOOR NATUURWETENSCHAPPEN

VERHANDELINGEN

TWEEDE REEKS, DEEL 58

RECHERCHES

SUR

L'AILE DES CHRYSOMELOIDEA

(COLEOPTERA)

DEUXIÈME PARTIE

PAR

PIERRE JOLIVET

DOCTEUR ÈS SCIENCES,
ASSISTANT À L'INSTITUT ROYAL DES SCIENCES NATURELLES DE BELGIQUE.

P 4086

INSTITUT ROYAL des SCIENCES NATURELLES de BELGIQUE

BRUXELLES

INSTITUT ROYAL DES SCIENCES NATURELLES DE BELGIQUE

RUE VAUTIER, 31

1959

Distribué le 31 août 1959.

BRUSSEL

KONINKLIJK BELGISCH INSTITUUT VOOR NATUURWETENSCHAPPEN

VAUTIERSTRAAT, 31

1959

Uitgedeeld de 31e augustus 1959.

PLANCHES

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXI.

Ailes de *Cryptocephalidae, Chlamisidae* et *Lamprosomidae*.

FIG. 1. — *Acolastus albohirsutus* BRYANT (*Cryptocephalidae*) (×25).

FIG. 2. — *Pleomorphus histeroides* SUFFRIAN (*Cryptocephalidae*) (×25).

FIG. 3. — *Aporocera apicalis* SAUNDERS (*Cryptocephalidae*) (×16).

FIG. 4. — *Lexiphanes variabilis* BLANCHARD (*Cryptocephalidae*) (×30).

FIG. 5. — *Schizosternus coccineus* CHAPUIS (*Cryptocephalidae*) (×20).

FIG. 6. — *Rhombosternus sulphuripennis* BALY (*Cryptocephalidae*) (×10).

FIG. 7. — *Stylosomus cylindricus* MORAWITZ (*Cryptocephalidae*) (×35).

FIG. 8. — *Cadmus* (s. str.) *australis* BOISDUVAL (*Cryptocephalidae*) (×10).

FIG. 9. — *Mitocera viridipennis* SAUNDERS (*Cryptocephalidae*) (×10).

FIG. 10. — *Prasonotus submetallicus* SUFFRIAN (*Cryptocephalidae*) (×15).

FIG. 11. — *Cryptocephalus analis* OLIVIER (*Cryptocephalidae*) (×12).

FIG. 12. — *Loxopleurus libertinus* SUFFRIAN (*Cryptocephalidae*) (×20).

FIG. 13. — *Diandichus analis* CHAPUIS (*Cryptocephalidae*) (×25).

FIG. 14. — *Hymetes javana* LACORDAIRE (*Chlamisidae*) (×12).

FIG. 15. — *Exema conspersa* MANNERHEIM (*Chlamisidae*) (×13).

FIG. 16. — *Chlamisus hirta* KOLLAR (*Chlamisidae*) (×14).

FIG. 17. — *Carcinobaena pilula* KLUG (*Chlamisidae*) (×15).

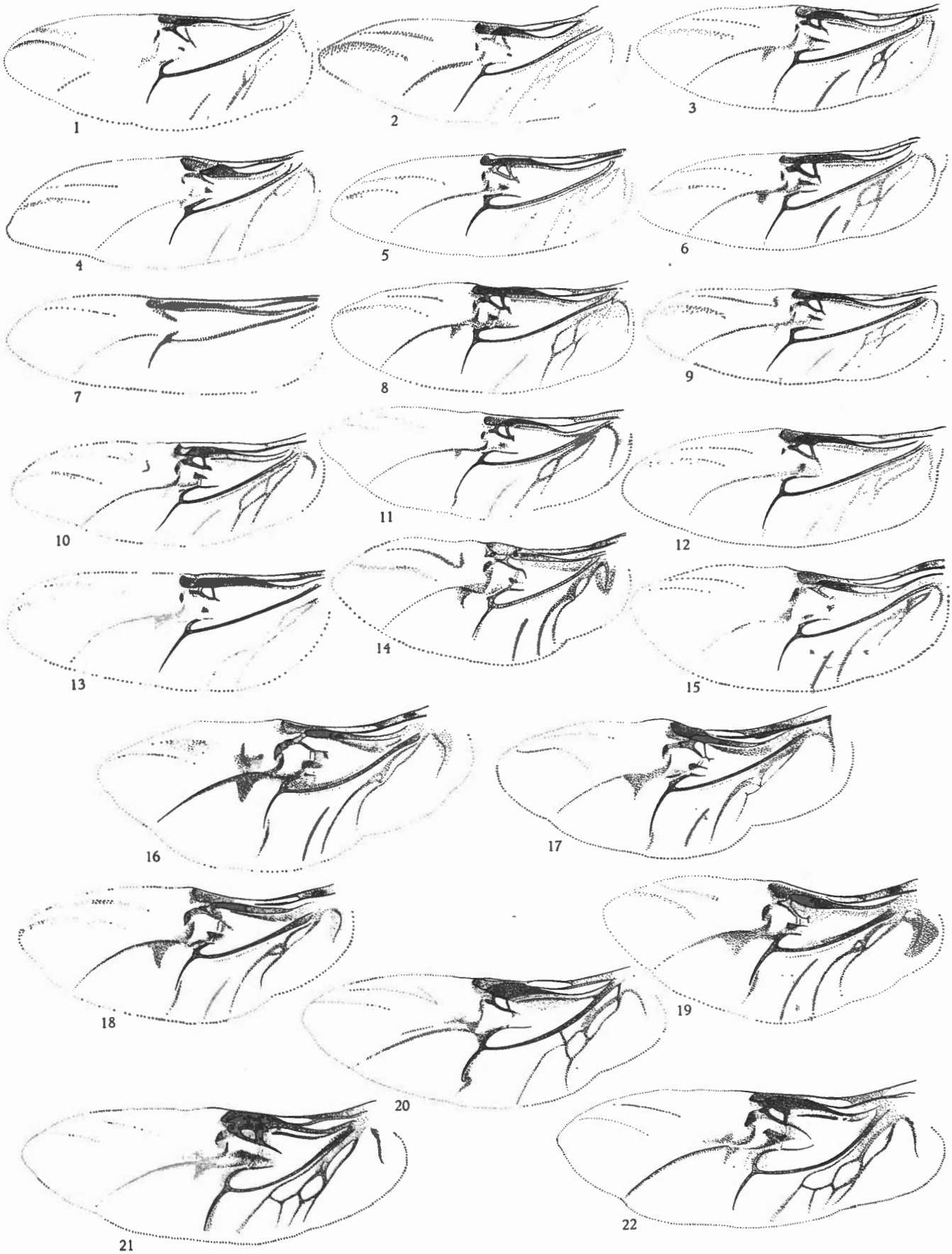
FIG. 18. — *Diplacaspis paradoxa* LACORDAIRE (*Chlamisidae*) (×20).

FIG. 19. — *Fulcidax bacca* KIRBY (*Chlamisidae*) (×20).

FIG. 20. — *Sphaerocharis margaritacea* LACORDAIRE (*Lamprosomidae*) (×12).

FIG. 21. — *Lychnophaes cornutus* LACORDAIRE (*Lamprosomidae*) (×11).

FIG. 22. — *Lamprosoma nitidum* LACORDAIRE (*Lamprosomidae*) (×15).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXII.

Ailes d'*Eumolpidae*.

FIG. 1. — *Hermesia lampros* JACOBY (× 14).

FIG. 2. — *Dictyneis pulvinosus* BLANCHARD (× 40).

FIG. 3. — *Campylochira pectoralis* LEFÈVRE (× 12).

FIG. 4. — *Eurysarcus rufinus* LEFÈVRE (× 10).

FIG. 5. — *Bechyneia spinosa* JOLIVET (× 10).

FIG. 6. — *Mecistes chapuisi* JACOBY (× 23).

FIG. 7. — *Promecosoma abdominalis* LEFÈVRE (× 14).

FIG. 8. — *Arsoa longimana* FAIRMAIRE (× 17).

FIG. 9. — *Hypoderes denticollis* LEFÈVRE (× 10).

FIG. 10. — *Perillus foveolatus* BALY (× 10).

FIG. 11. — *Lepronota morbillosa* CHAPUIS (× 10).

FIG. 12. — *Coytiera fulvipes* JACOBY (× 14).

FIG. 13. — *Epiphyma intestinarum* J. THOMSON (× 9,5).

FIG. 14. — *Colasposoma pradieri* LEFÈVRE (× 12).

FIG. 15. — *Eumolpus surinamensis* FABRICIUS (× 10).

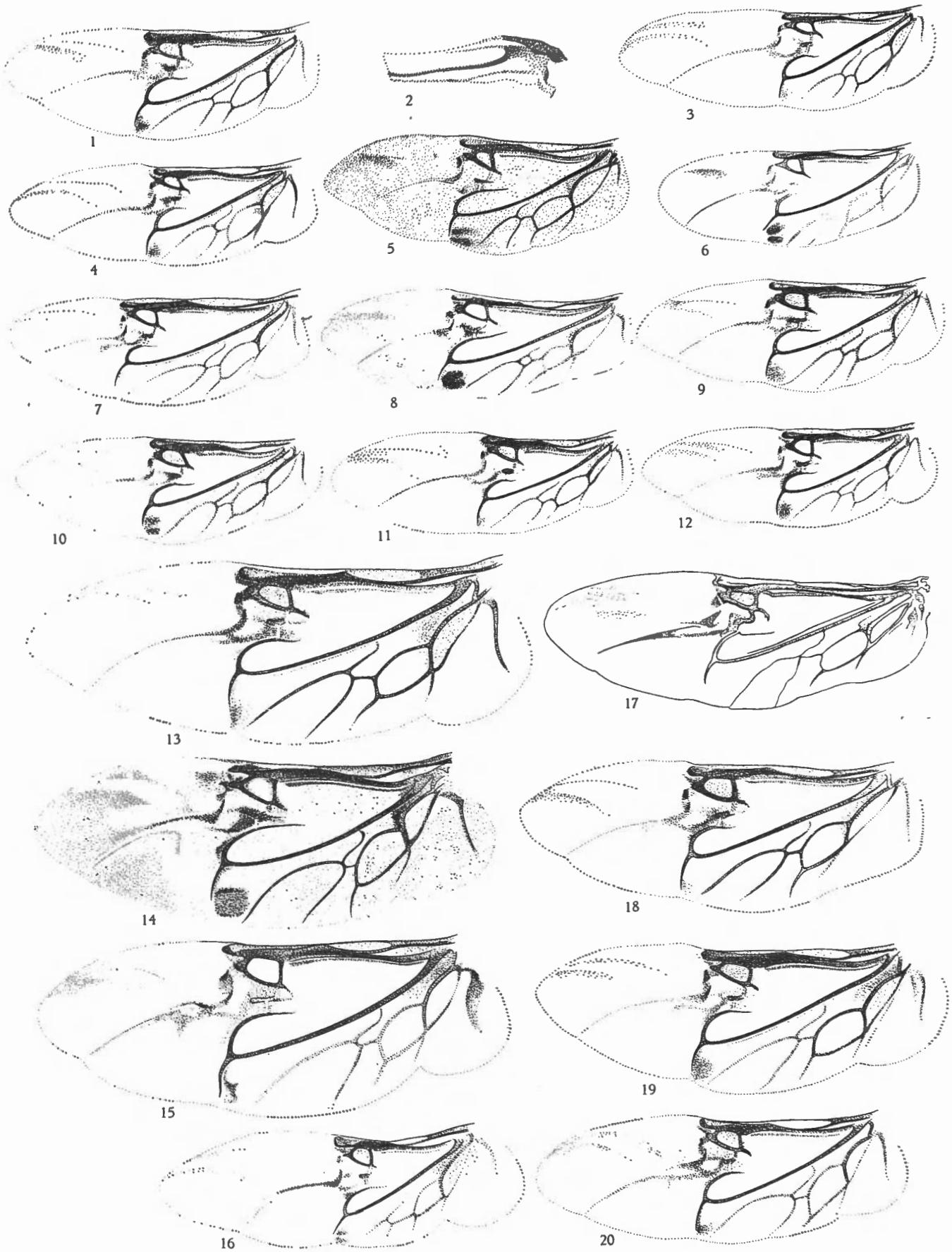
FIG. 16. — *Nodina rotundata* MOTSCHULSKY (× 30).

FIG. 17. — *Psathyrocerus fulvipes* BLANCHARD (× 20).

FIG. 18. — *Metaxyonycha granulata* GERMAR (× 9).

FIG. 19. — *Iphimeis dives* GERMAR (× 10).

FIG. 20. — *Otilea cariosa* OLIVIER (× 10).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXIII.

Ailes d'*Eumolpidae*.

FIG. 1. — *Thyra lateritia* LEFÈVRE (×10).

FIG. 2. — *Aracyntha tricolor* PERTY (×9).

FIG. 3. — *Geloptera tuberculata* BALY (×25).

FIG. 4. — *Adorea speciosa* LEFÈVRE (×9).

FIG. 5. — *Dermorrhytis igneofasciata* BALY (×9,5).

FIG. 6. — *Sterneurus rufipes* LEFÈVRE (×10).

FIG. 7. — *Pseudostola grandis* FAIRMAIRE (×14).

FIG. 8. — *Clisithera cerasina* PERTY (×9).

FIG. 9. — *Pachnephorus cylindricus* LUCAS (×25).

FIG. 10. — *Damelia marshalli* CLARK (×17).

FIG. 11. — *Tymnes tricolor* FABRICIUS (×12).

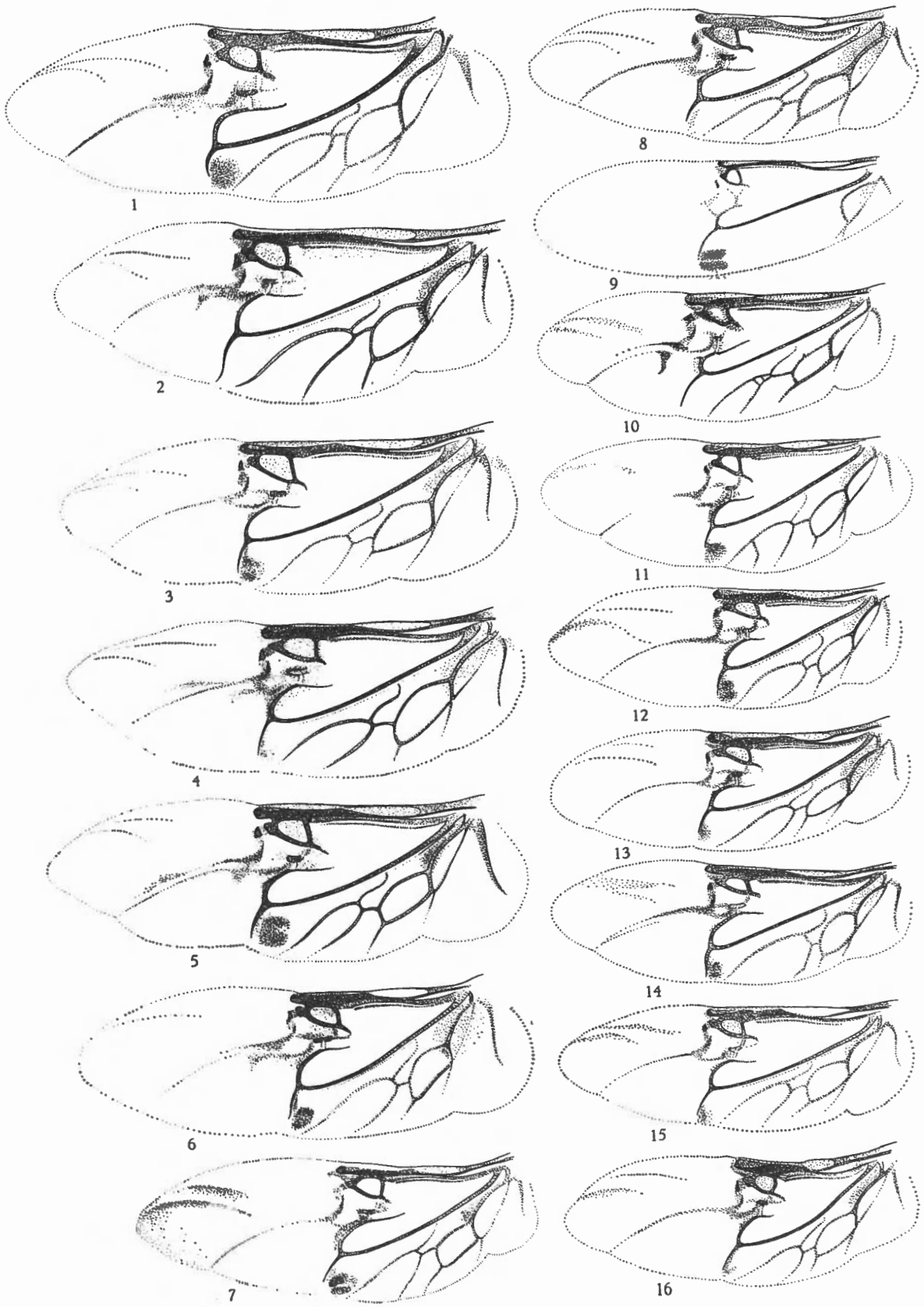
FIG. 12. — *Podoxenus limbatus* LEFÈVRE (×10).

FIG. 13. — *Teaspes tessulata* GERMAR (×14).

FIG. 14. — *Stenolampra costata* BALY (×10).

FIG. 15. — *Agetinus subcostatus* CHAPUIS (×14).

FIG. 16. — *Phaedrias opacicollis* LEFÈVRE (×18).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXIV.

Ailes d'*Eumolpidae*.

FIG. 1. — *Hylax calcaratus* CHAPUIS (×9).

FIG. 2. — *Colasposoma gregarium* LEFÈVRE (×14).

FIG. 3. — *Plastonothus aureus* BLANCHARD (×30).

FIG. 4. — *Chalcoplacis rufiventris* ERICHSON (×10).

FIG. 5. — *Eumolpopsis dimidiatus* JACOBY (×8).

FIG. 6. — *Agbalus cupreus* OLIVIER (×14).

FIG. 7. — *Colaspis flavipes* OLIVIER (×10).

FIG. 8. — *Prionodera salvini* JACOBY (×10).

FIG. 9. — *Meniellus maculicollis* JACOBY (×16).

FIG. 10. — *Dematochroma laboulbenei* MONTROUZIER (×10).

FIG. 11. — *Alittus foveolatus* CHAPUIS (×10).

FIG. 12. — *Mecistes seriatus* LEFÈVRE (×24).

FIG. 13. — *Typophorus cyanipennis* LEFÈVRE (×18).

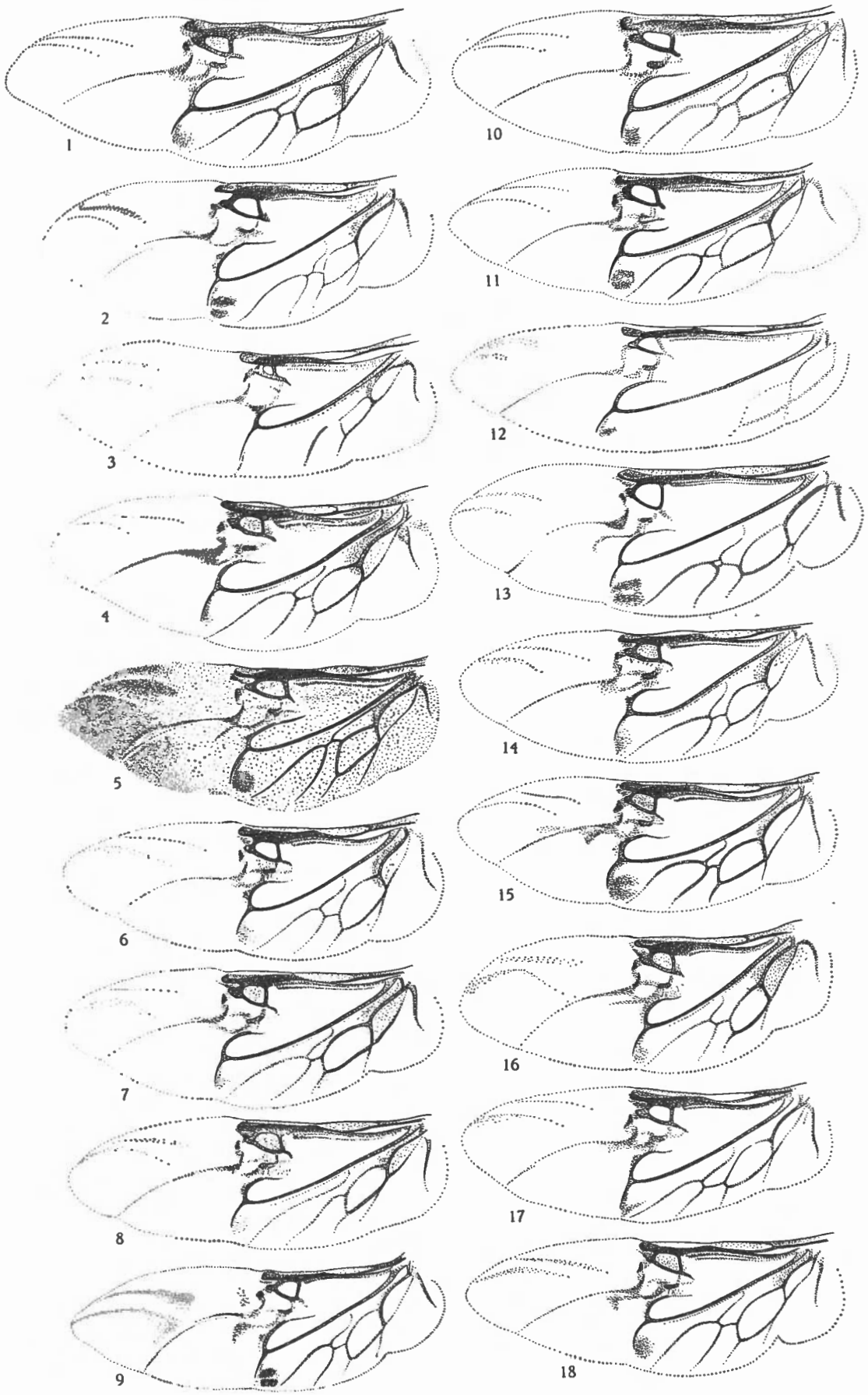
FIG. 14. — *Entomochirus sericeus* LEFÈVRE (×14).

FIG. 15. — *Chrysolampra curvipes* JACOBY (×10).

FIG. 16. — *Lepronida batesi* BALY (×14).

FIG. 17. — *Lamprosphaerus lateralis* BALY (×20).

FIG. 18. — *Euphrytus simplex* JACOBY (×14).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXV.

Ailes d'*Eumolpidae* et de *Chrysomelidae*.

FIG. 1. — *Bathseba transversalis* DEJEAN (*Eumolpidae*) (×18).

FIG. 2. — *Spintherophyta guatemalensis* JACOBY (*Eumolpidae*) (×22).

FIG. 3. — *Alethaxius semiviridis* JACOBY (*Eumolpidae*) (×14).

FIG. 4. — *Iphimoides celebensis* JACOBY (*Eumolpidae*) (×15).

FIG. 5. — *Rhabdopterus jansoni* JACOBY (*Eumolpidae*) (×10).

FIG. 6. — *Choris nucea* LEFÈVRE (*Eumolpidae*) (×14).

FIG. 7. — *Agrianes validicornis* CHAPUIS (*Eumolpidae*) (×12).

FIG. 8. — *Chalcophyma laeta* BALY (*Eumolpidae*) (×16).

FIG. 9. — *Nodonota costipennis* LEFÈVRE (*Eumolpidae*) (×20).

FIG. 10. — *Chalcophana cincta* HAROLD (*Eumolpidae*) (×10).

FIG. 11. — *Eupales ulema* GERMAR (*Eumolpidae*) (×14).

FIG. 12. — *Corysthea glabrata* FABRICIUS (*Eumolpidae*) (×12).

FIG. 13. — *Hemiplatys chapuisi* LEFÈVRE (*Eumolpidae*) (×40).

FIG. 14. — *Chrysolina rufa* DUFSCHMIDT (*Chrysomelidae*) (×20).

FIG. 15. — *Gastrophysa analis* REITTER (*Chrysomelidae*) (×45).

FIG. 16. — *Cyclonoda pilula* CLARK (*Chrysomelidae*) (×32).

FIG. 17. — *Chrysolina globosa* PANZER (*Chrysomelidae*) (×20).

FIG. 18. — *Chrysolina crassimargo* GERMAR (*Chrysomelidae*) (×20).

FIG. 19. — *Chrysolina purpurascens* GERMAR (*Chrysomelidae*) (×20).

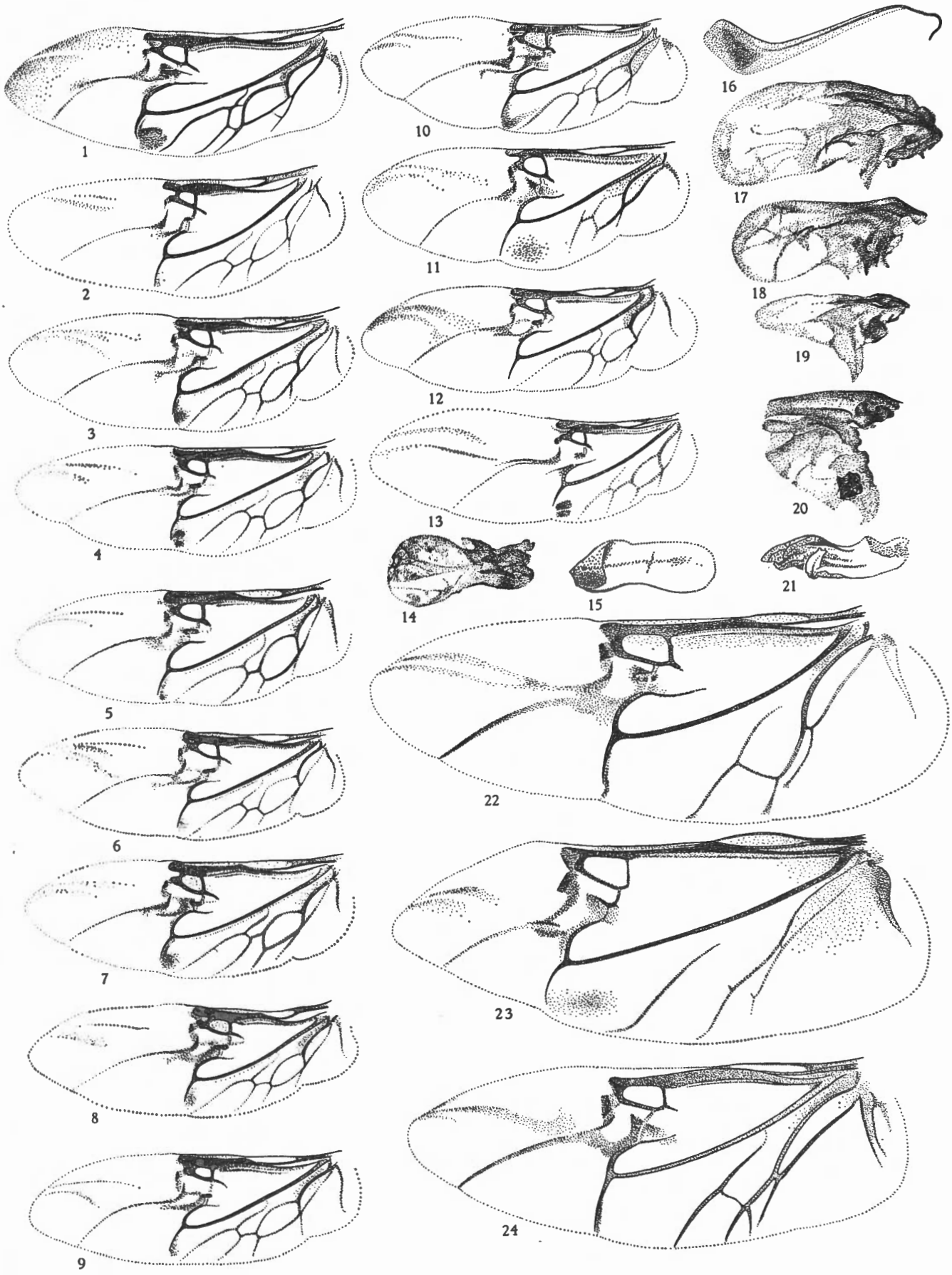
FIG. 20. — *Chrysolina coerulea* OLIVIER (*Chrysomelidae*) (×20).

FIG. 21. — *Gastrophysa unicolor* MARSHAM (*Chrysomelidae*) (×45).

FIG. 22. — *Doryphora figurata* GERMAR (*Chrysomelidae*) (×10).

FIG. 23. — *Sphaerolina rajah* GUÉRIN (*Chrysomelidae*) (×10).

FIG. 24. — *Eugonycha melanostoma* STÅL (*Chrysomelidae*) (×10).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXVI.

Ailes de *Chrysomelidae*.

FIG. 1. — *Chrysolina vernalis* BRULÉ (×32).

FIG. 2. — *Chrysolina staphylea* LINNÉ (×14).

FIG. 3. — *Chrysolina limbata* FABRICIUS (×16).

FIG. 4. — *Chrysolina pyrenaica* DUFOUR (×50).

FIG. 5. — *Chrysolina orientalis* OLIVIER (×30).

FIG. 6. — *Chrysolina cretica* OLIVIER (×24).

FIG. 7. — *Chrysolina confluens* GERSTAECKER (×7).

FIG. 8. — *Chrysolina femoralis* OLIVIER (×10).

FIG. 9. — *Chrysolina angusticollis* MOTSCHULSKY (×17).

FIG. 10. — *Chrysolina obsoleta* BRULÉ (×10).

FIG. 11. — *Chrysolina cretica* OLIVIER (×24).

FIG. 12. — *Chrysolina cribrosa* AHRENS (×27).

FIG. 13. — *Chrysolina lurida* LINNÉ (×21).

FIG. 14. — *Strichosa eburata* BLANCHARD (×18).

FIG. 15. — *Megistomela punctatissima* OLIVIER (×5).

FIG. 16. — *Phratora vitellinae* LINNÉ (×18).

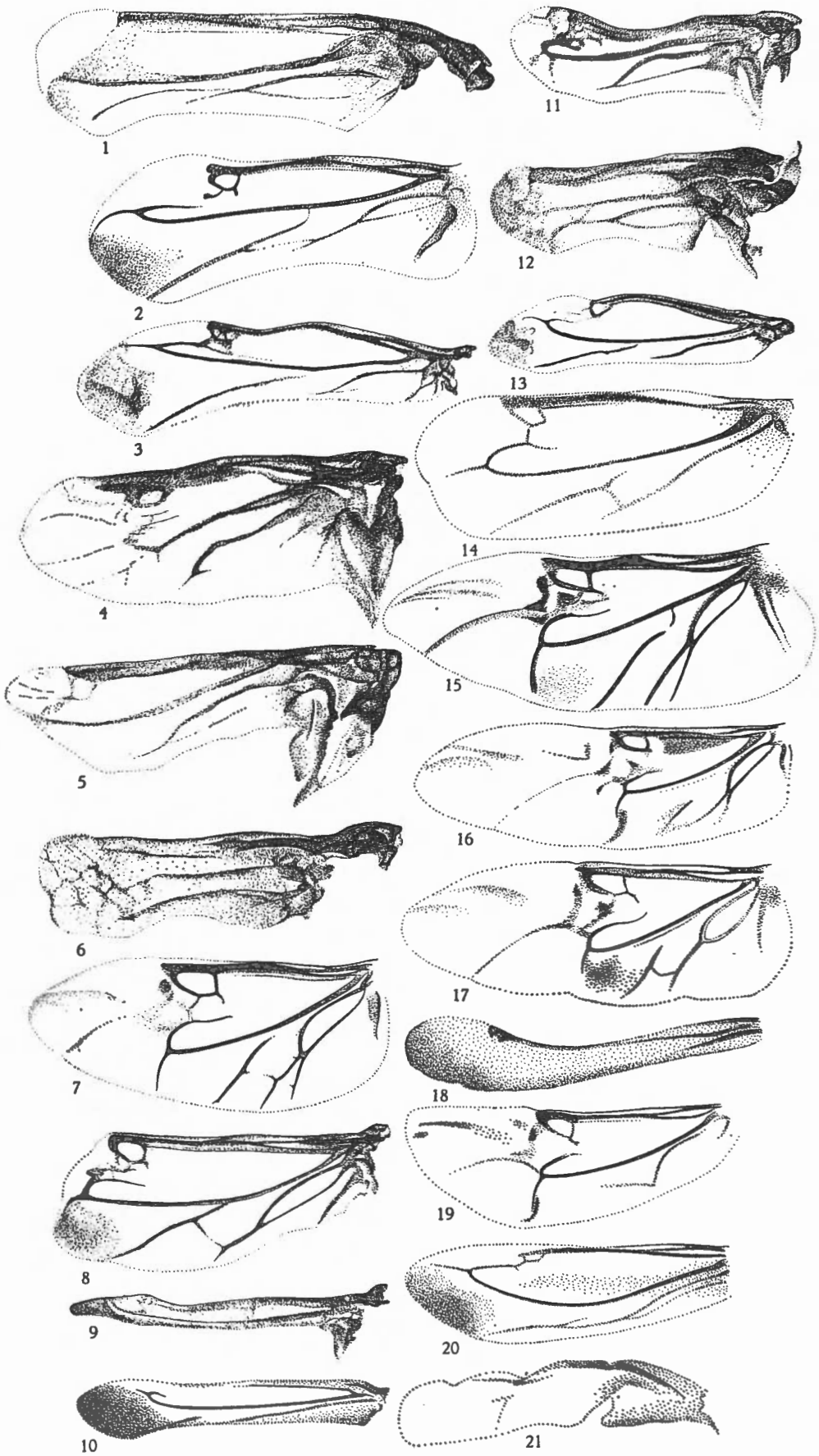
FIG. 17. — *Colaspidema atrum* OLIVIER (×18).

FIG. 18. — *Potaninia cyrtonoides* JACOBY (×24).

FIG. 19. — *Phaedonia areata* FABRICIUS (×16).

FIG. 20. — *Clidonotus gibbosus* BALY (×10).

FIG. 21. — *Gnathomela dolens* KRAATZ (×40).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXVII.

Ailes de *Chrysomelidae*.

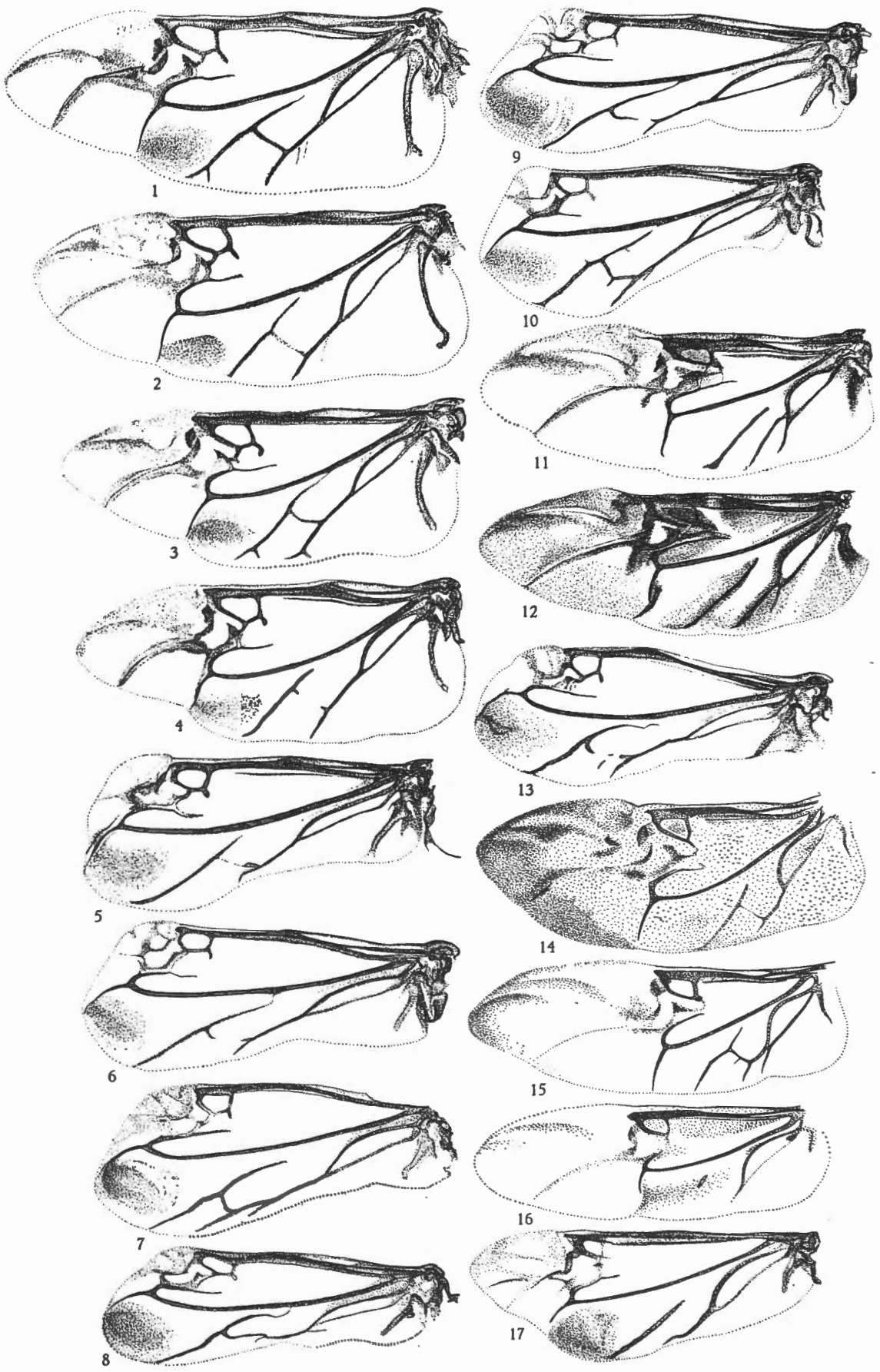
FIG. 1-13. — *Chrysolina banksi* FABRICIUS, formes macroptères et brachyptères (×10).

FIG. 14. — *Palimbola nigripes* WEISE (×15).

FIG. 15. — *Coccimela fulgida* WEISE (×10).

FIG. 16. — *Mesoplatys cincta* OLIVIER (×14).

FIG. 17. — *Colaphellus joliveti* BECHYNÉ (×28).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXVIII.

Ailes d'*Eumolpidae*, *Chrysomelidae* et *Galerucidae*.

FIG. 1. — *Richmondia olliffi* BLACKBURN (*Eumolpidae*) (× 10).

FIG. 2. — *Prosicela vittata* FABRICIUS (*Chrysomelidae*) (× 10).

FIG. 3. — *Pseudomela ferruginipes* WEISE (*Chrysomelidae*) (× 10).

FIG. 4. — *Morphosphaeroides africana* JACOBY (*Galerucidae*) (× 10).

FIG. 5. — *Sastra limbata* BALY (*Galerucidae*) (× 13).

FIG. 6. — *Ornithognathus generosus* THOMSON (*Galerucidae*) (× 8).

FIG. 7. — *Poneridia australis* BOHEMAN (*Galerucidae*) (× 11).

FIG. 8. — *Bonesia adusta* HAROLD (*Galerucidae*) (× 8).

FIG. 9. — *Trirhabda canadensis* KIRBY (*Galerucidae*) (× 13).

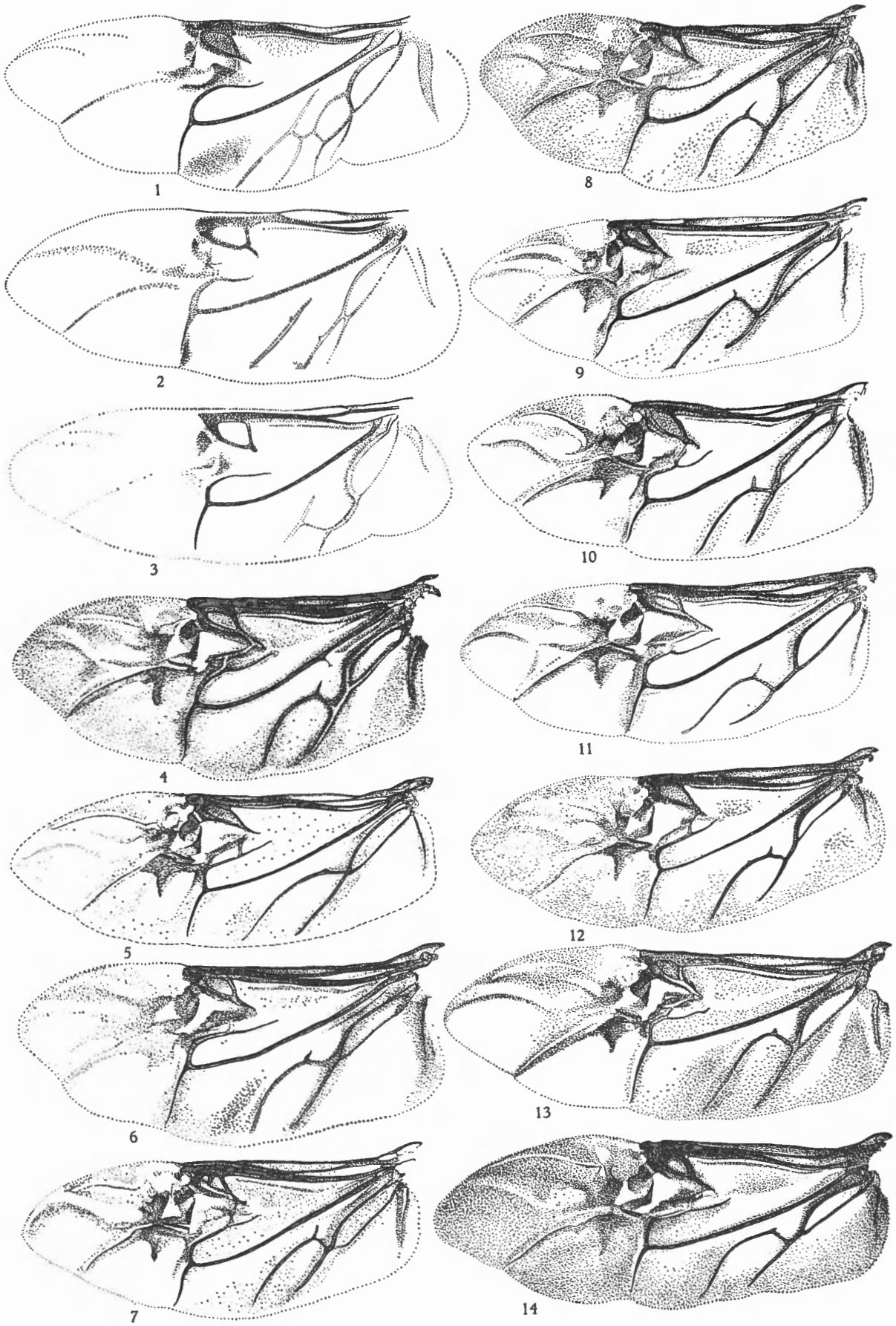
FIG. 10. — *Salaminia concinna* BALY (*Galerucidae*) (× 9.)

FIG. 11. — *Doryidomorpha pilifrons* LABOISSIÈRE (*Galerucidae*) (× 10).

FIG. 12. — *Chthoneis suturalis* DUVIVIER (*Galerucidae*) (× 15).

FIG. 13. — *Pseudoliroëtis fulvipennis* JACOBY (*Galerucidae*) (× 8).

FIG. 14. — *Pyesia laticornis* GERMAR (*Galerucidae*) (× 13).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXIX.

Ailes de *Galerucidae* et *Halticidae*.

FIG. 1. — *Merista dohrni* BALY (*Galerucidae*) (×6).

FIG. 2. — *Sastroides indica* JACOBY (*Galerucidae*) (×13).

FIG. 3. — *Atysa terminalis* BALY (*Galerucidae*) (×12).

FIG. 4. — *Hyperacantha aeneoguttata* FAIRMAIRE (*Galerucidae*) (×11).

FIG. 5. — *Mimastra* (s. str.) *cyanura* HOPE (*Galerucidae*) (×10,5).

FIG. 6. — *Sphenoraia bengalensis* LABOISSIÈRE (*Galerucidae*)(×10).

FIG. 7. — *Miltina dilatata* CHAPUIS (*Galerucidae*) (×7).

FIG. 8. — *Menippus canellinus* FAIRMAIRE (*Galerucidae*) (×9).

FIG. 9. — *Morphosphaera japonica* HORNSTEDT (*Galerucidae*) (×8).

FIG. 10. — *Alphidia comitata* KLUG (*Galerucidae*) (×7,5)

FIG. 11. — *Vicea dimidiatipennis* BALY (*Galerucidae*) (×12).

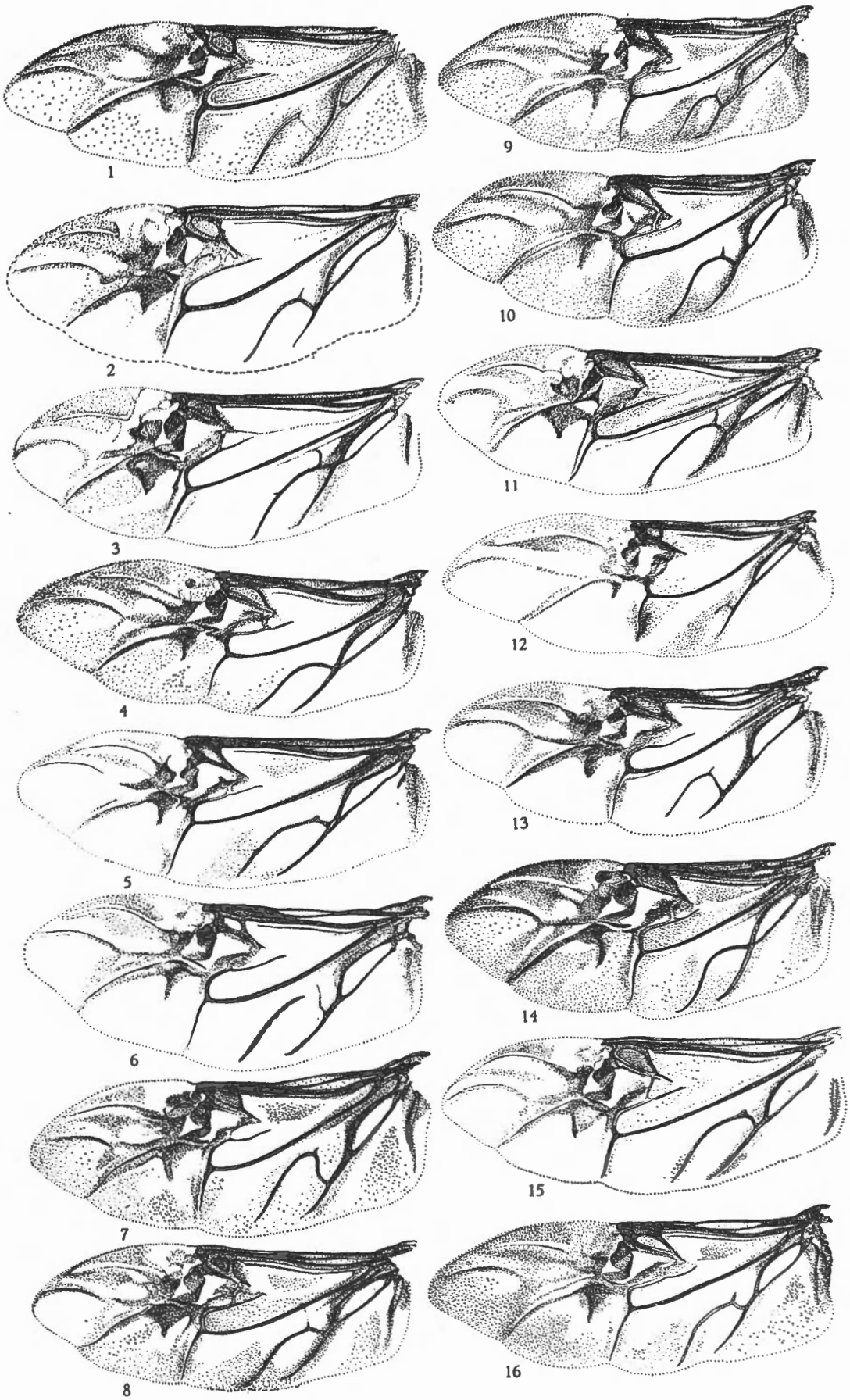
FIG. 12. — *Haltica madagascariensis* ALLARD (*Halticidae*) (×14).

FIG. 13. — *Hylaspes longicornis* BALY (*Galerucidae*) (×8).

FIG. 14. — *Hyperacantha bifurcata* LABOISSIÈRE (*Galerucidae*) (×10).

FIG. 15. — *Momaea viridipennis* BALY (*Galerucidae*) (×9).

FIG. 16. — *Exora obsoleta* FABRICIUS (*Galerucidae*) (×7).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXX.

Ailes de *Galerucidae*.

FIG. 1. — *Scelolyperus elegans* CHAPUIS (×7).

FIG. 2. — *Orthoxia boisduvali* CLARK (×10).

FIG. 3. — *Hymenesia tranquebarica* FABRICIUS (×10).

FIG. 4. — *Hylaspoides magnifica* DUVIVIER (×10).

FIG. 5. — *Cneorane fulvicollis* BALY (×9).

FIG. 6. — *Leptarthra abdominalis* BALY (×8).

FIG. 7. — *Spitiella auriculata* LABOISSIÈRE (×7).

FIG. 8. — *Galerucida consociata* BALY (×10).

FIG. 9. — *Jacobyanella hexaspilota* FAIRMAIRE (×10).

FIG. 10. — *Buphonella murina* GERSTAECKER (×22).

FIG. 11. — *Agelasa nigriceps* MOTSCHULSKY (×12).

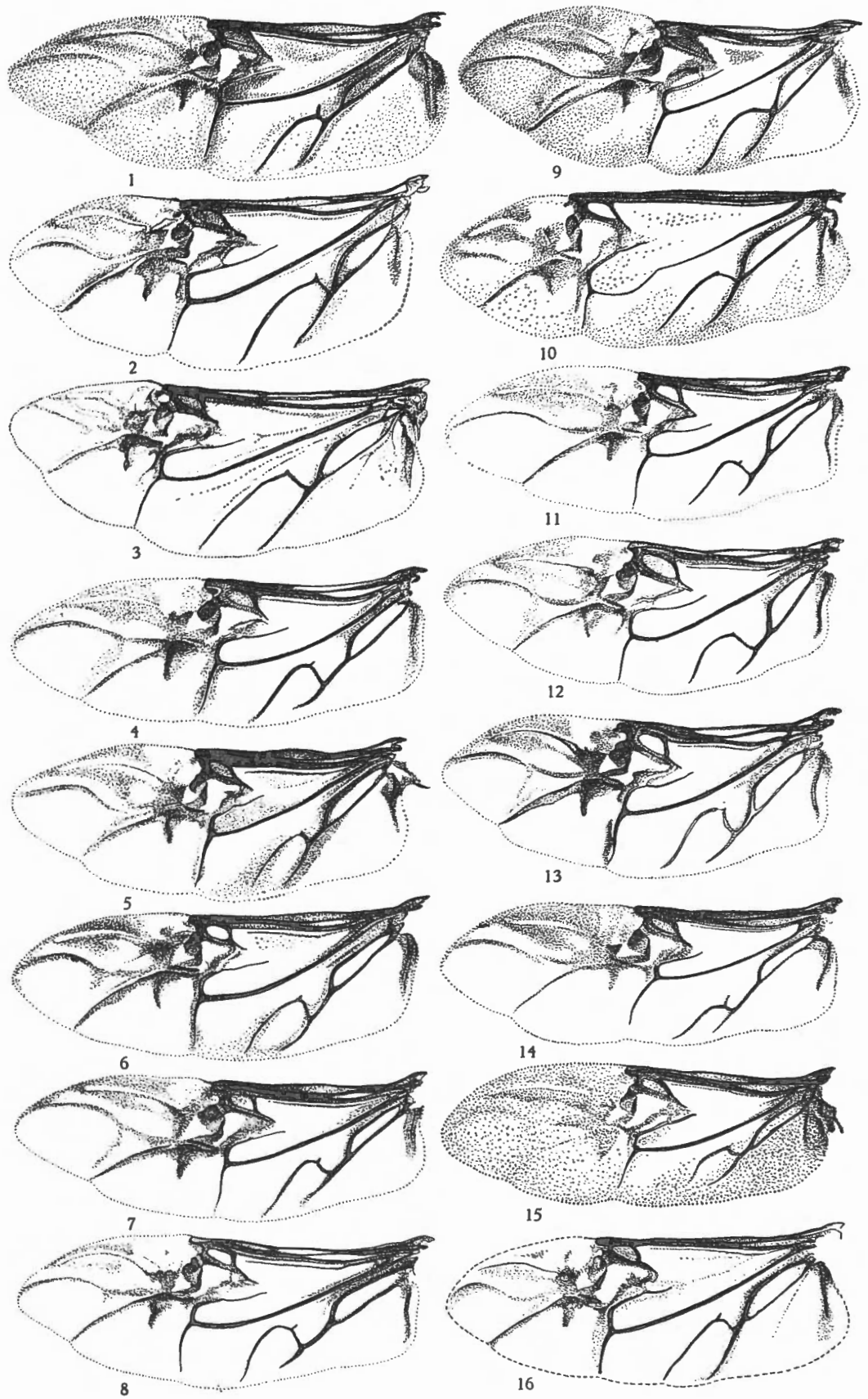
FIG. 12. — *Cyclanthipha ulyssis* LABOISSIÈRE (×10).

FIG. 13. — *Sphenoraioides duvivieri* LABOISSIÈRE (×10).

FIG. 14. — *Eumelepta clypeata* JACOBY (×26).

FIG. 15. — *Malacorrhinus foveipennis* JACOBY (×14).

FIG. 16. — *Pseudadimonia variolosa* HOPE (×14.)



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXI.

Ailes de *Galerucidae*.

FIG. 1. — *Leptoxena eximia* BALY (×14).

FIG. 2. — *Doryxena grossa* HOPE (×8).

FIG. 3. — *Megalognatha ruandana vulcania* LABOISSIÈRE (×10).

FIG. 4. — *Synodita borrei* CHAPUIS (×10).

FIG. 5. — *Luperus* (*Calomicrus*)*altaicus* MANNERHEIM (×14).

FIG. 6. — *Luperodes discrepans* BALY (×14).

FIG. 7. — *Micrepitrix coomani* LABOISSIÈRE (×40).

FIG. 8. — *Euliroëtis lameyi* LABOISSIÈRE (×15).

FIG. 9. — *Taphinella cyanipennis* LABOISSIÈRE (×16).

FIG. 10. — *Mahutia leopoldi* LABOISSIÈRE (×70).

FIG. 11. — *Chogania duporti* LABOISSIÈRE (×16).

FIG. 12. — *Monolepta erythrocephala* OLIVIER (×50).

FIG. 13. — *Cerophysa splendens* DUVIVIER (×14).

FIG. 14. — *Cerotoma congener* BALY (×10).

FIG. 15. — *Stethidea balyi* DUVIVIER (×14).

FIG. 16. — *Galeruca* (*Galerotoma*) *haagi* JOANNIS (×11).

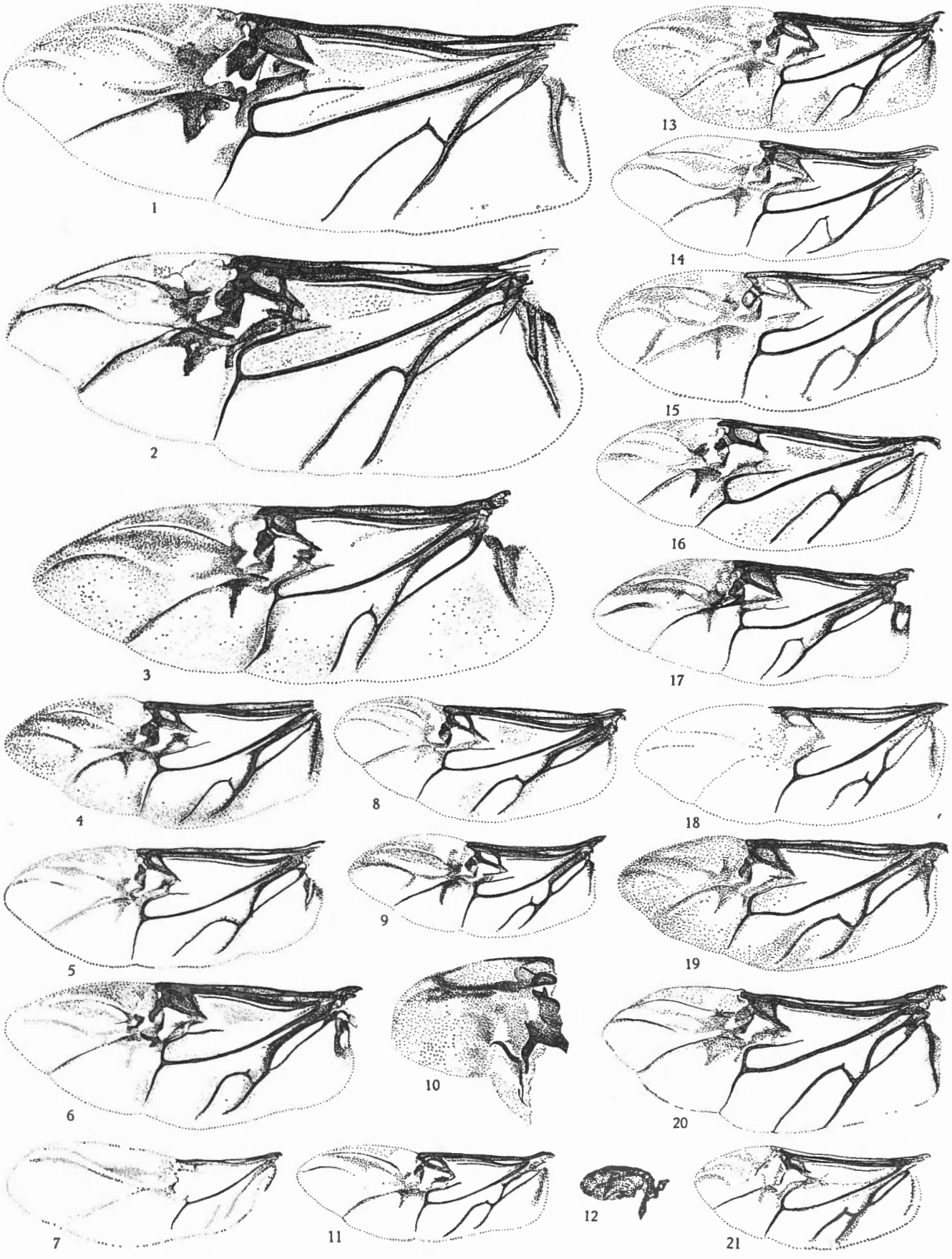
FIG. 17. — *Candezea semiviolacea* FAUVEL (×14).

FIG. 18. — *Kanarella unicolor* JACOBY (×14).

FIG. 19. — *Exosoma collaris* HUMMEL (×14).

FIG. 20. — *Periclitena vigorsi* HOPE ab. *igneipennis* BALY (×7).

FIG. 21. — *Galeruca* (*Emarhopa*) *rufa* GERMAR (×14).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXII.

Ailes de *Galerucidae*.

FIG. 1. — *Phyllobrotica quadrimaculata* LINNÉ (×14).

FIG. 2. — *Sonchia sternalis* FAIRMAIRE (×10).

FIG. 3. — *Jacobya elegantula* DUVIVIER (×11).

FIG. 4. — *Schematiza axillaris* GUÉRIN (×14).

FIG. 5. — *Sesselia flavicincta* JACOBY ab. *aeneipennis* LABOISSIÈRE (×22).

FIG. 6. — *Phyllecthrus dorsalis* OLIVIER (×13).

FIG. 7. — *Aplosonyx semiflavus* WIEDEMANN (×7).

FIG. 8. — *Xenarthra lewisi* JACOBY (×15).

FIG. 9. — *Cynorita nigrolimbata* JACOBY (×10).

FIG. 10. — *Metacycla insolita* LECONTE (×43).

FIG. 11. — *Sermylassa halensis* LINNÉ (×13).

FIG. 12. — *Metacycla marginata* CHAPUIS (×13).

FIG. 13. — *Barombiella ghesquierei* LABOISSIÈRE (×13).

FIG. 14. — *Arthrotus pumilus* LABOISSIÈRE (×14).

FIG. 15. — *Lochmaea capreae* LINNÉ (×14).

FIG. 16. — *Mandarella nagpurensis* DUVIVIER (×15).

FIG. 17. — *Semacianella coomani* LABOISSIÈRE (×15).

FIG. 18. — *Glaucorhabda cyaneovittata* FAIRMAIRE (×13).

FIG. 19. — *Mindorina antennalis* LABOISSIÈRE (×15).

FIG. 20. — *Mombasica subinermis* FAIRMAIRE (×10).

FIG. 21. — *Phyllobroticella flava* JACOBY (×14).

FIG. 22. — *Stenoplatys picea* FABRICIUS (×7).

FIG. 23. — *Antsianaka pulchella* DUVIVIER (×12).

FIG. 24. — *Sermyloides pallicornis* FABRICIUS (×10).

FIG. 25. — *Neolepta biplagiata* JACOBY (×15).

FIG. 26. — *Apophylia viridis* JACOBY (×11).

FIG. 27. — *Diorhabda elongata* BRULLÉ (×13).

FIG. 28. — *Theopea impressa* FABRICIUS (×13).

P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXIII.

Ailes de *Galerucidae*.

FIG. 1. — *Meristoides oberthüri* JACOBY (× 9).

FIG. 2. — *Proëgmena indica* DUVIVIER (× 6).

FIG. 3. — *Decoomanius limbatus* LABOISSIÈRE (× 16).

FIG. 4. — *Cerophysella tonkinensis* LABOISSIÈRE (× 14).

FIG. 5. — *Pallasiola absinthii* PALLAS (× 14).

FIG. 6. — *Liroëtis aeneipennis* WEISE (× 13).

FIG. 7. — *Neolochmaea tropica* JACOBY (× 14).

FIG. 8. — *Sepharia frontalis* JACOBY (× 11).

FIG. 9. — *Yulenia flavofasciata* JACOBY (× 14).

FIG. 10. — *Luperososia suturalis* LABOISSIÈRE (× 22).

FIG. 11. — *Mindana nigripes* ALLARD (× 12).

FIG. 12. — *Paridea approximata* DUVIVIER (× 14).

FIG. 13. — *Galeruca* (s. str.) *abbreviata* JOANNIS (× 11).

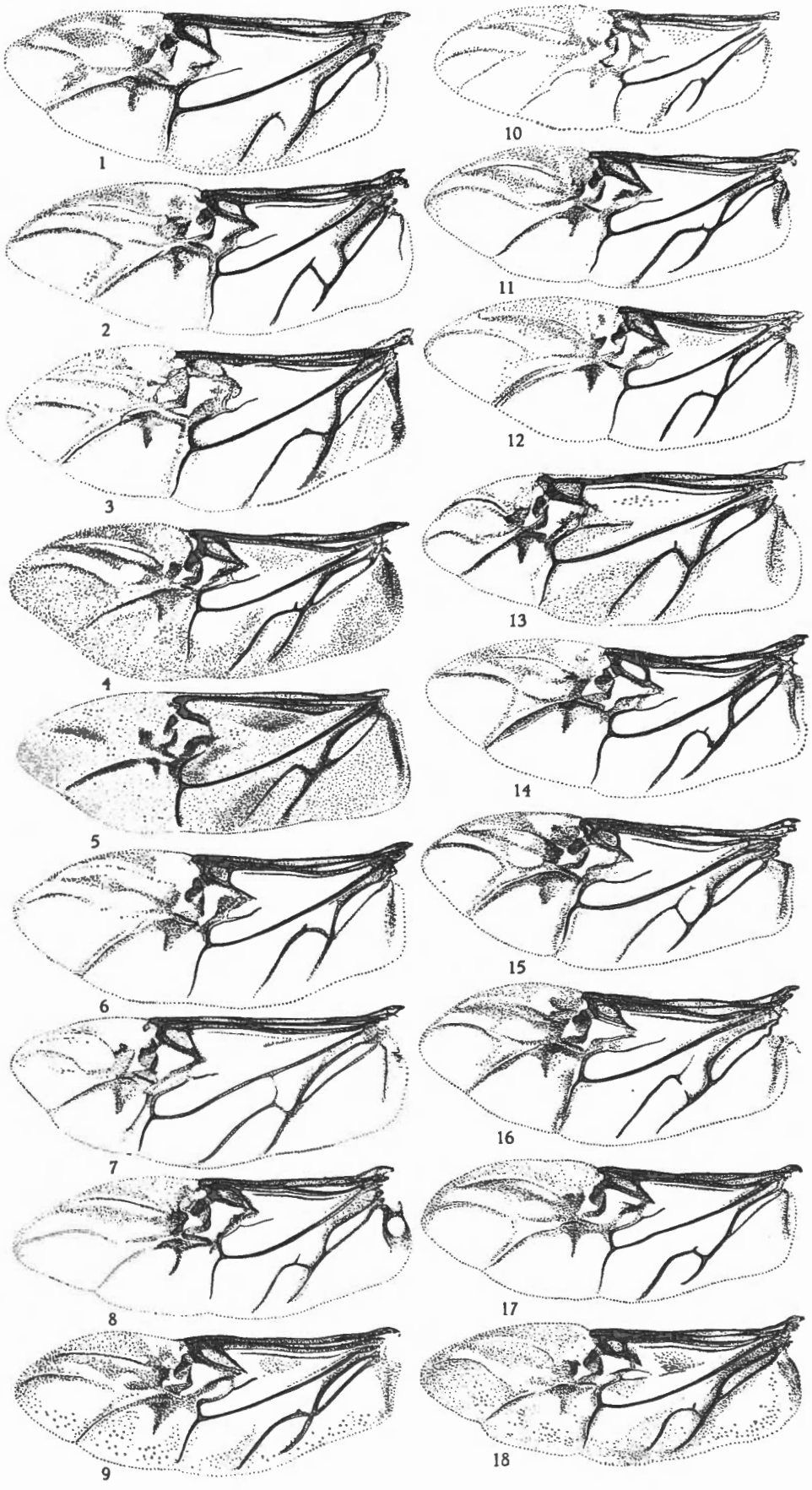
FIG. 14. — *Eusthetha seriata* FAIRMAIRE (× 10).

FIG. 15. — *Pseudaplosonyx coeruleipennis* DUVIVIER (× 9).

FIG. 16. — *Caritheca quadripustulata* BALY (× 10).

FIG. 17. — *Mindorina palpalis* LABOISSIÈRE (× 20).

FIG. 18. — *Agelastica alni* LINNÉ (× 10).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXIV.

Ailes de *Galerucidae*.

FIG. 1. — *Byblitea deyrollei* BALY (×8).

FIG. 2. — *Laetiacantha chevrolati* GUÉRIN (×8).

FIG. 3. — *Copa occidentalis* WEISE (×12).

FIG. 4. — *Buphonida punctata* DUVIVIER (×14).

FIG. 5. — *Haplosomoides unicolor* ILLIGER (×11).

FIG. 6. — *Dercetis abdominalis* JACOBY (×8).

FIG. 7. — *Emathea aeneipennis* BALY (×10).

FIG. 8. — *Nancita alterna* ALLARD (×25).

FIG. 9. — *Theopella bodjoensis* DUVIVIER (×14).

FIG. 10. — *Erythrobapta bennigseni* WEISE (×8).

FIG. 11. — *Ceratia* (*Sphaerarthra*) *antennata* BALY (×8).

FIG. 12. — *Betona occidentalis* WEISE (×8).

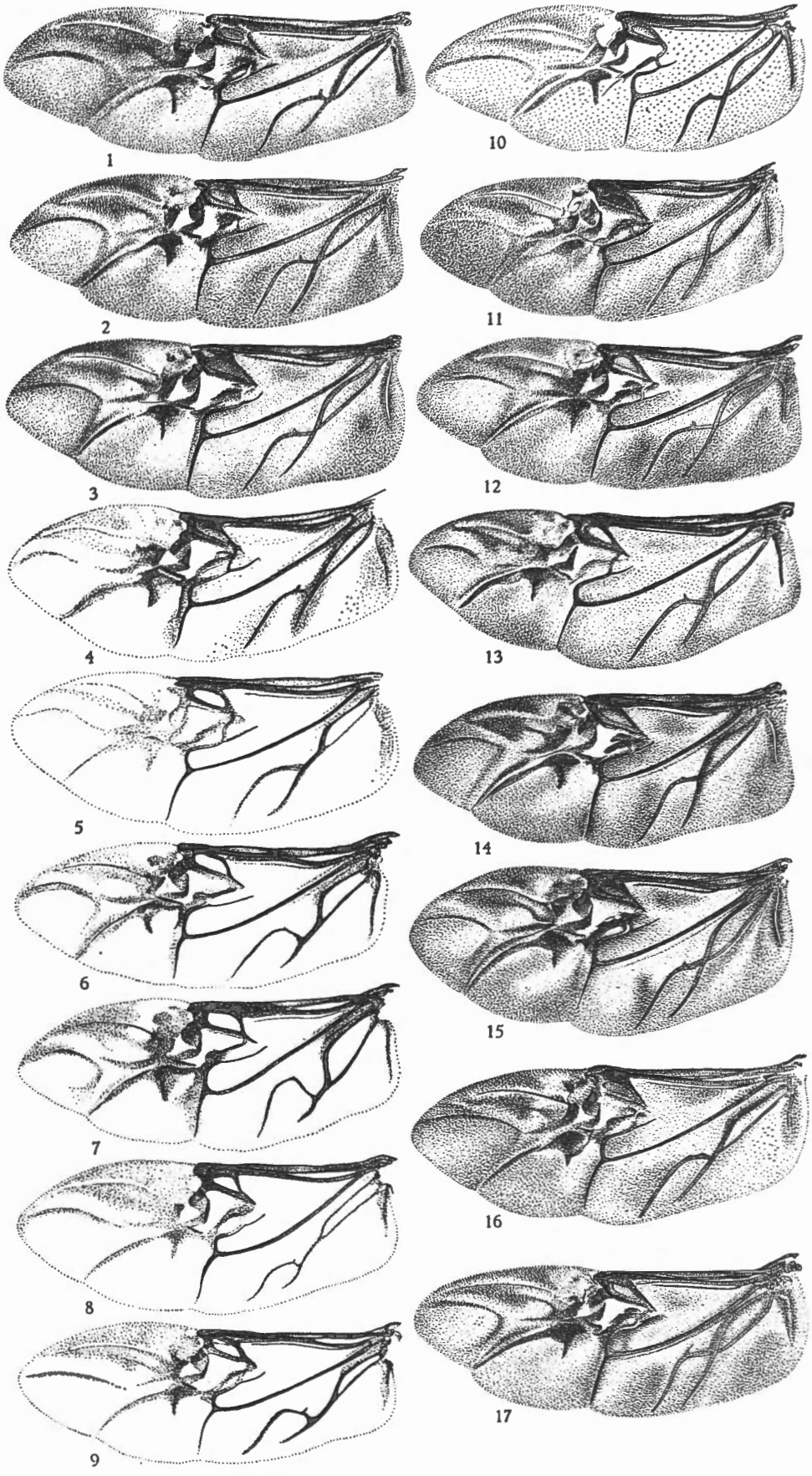
FIG. 13. — *Monocesta atricornis* CLARK (×11).

FIG. 14. — *Neolaetana neumani* WEISE (×9).

FIG. 15. — *Halysacantha weisei* JACOBY (×11).

FIG. 16. — *Ceratia* (s. str.) *flavomarginata* DUVIVIER (×12,5).

FIG. 17. — *Laetana histria* BALY (×7,5).

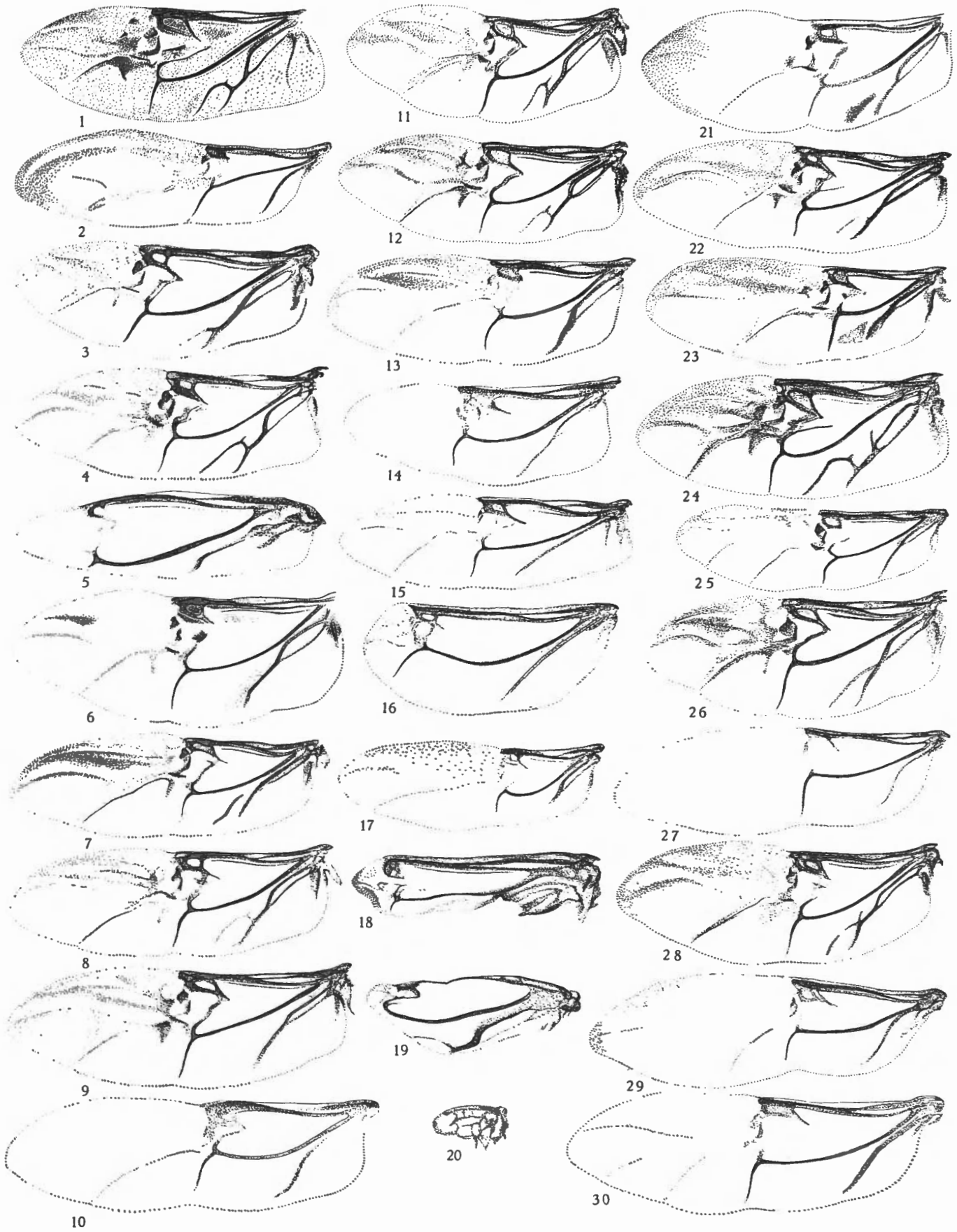


P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXVI.

Ailes de *Galerucidae* et *Halticidae*.

FIG. 1. — *Chaloenosoma fulvitarse* JACOBY (*Halticidae*) (×14).
FIG. 2. — *Livolia sulcicollis* JACOBY (*Halticidae*) (×36).
FIG. 3. — *Syphraea angustata* JACOBY (*Halticidae*) (×22).
FIG. 4. — *Clitea picta* BALY (*Halticidae*) (×13).
FIG. 5. — *Derocrepis rufipes* LINNÉ (*Halticidae*) (×60).
FIG. 6. — *Torodera decorata* LABOISSIÈRE (*Halticidae*) (×18).
FIG. 7. — *Tenosis purpureipennis* CLARK (*Halticidae*) (×17).
FIG. 8. — *Chalcoides aurea* GEOFFROY (*Halticidae*) (×20).
FIG. 9. — *Heikertingeria seminigra* JACOBY (*Halticidae*) (×20).
FIG. 10. — *Ochrosis ventralis* ILLIGER (*Halticidae*) (×37).
FIG. 11. — *Sphaeroderma laevipenne* JACOBY (*Halticidae*) (×14).
FIG. 12. — *Phygasia unicolor* OLIVIER (*Halticidae*) (×10).
FIG. 13. — *Orthaltica copalina* FABRICIUS (*Halticidae*) (×32).
FIG. 14. — *Crepidodera transversa* MARSHAM (*Halticidae*) (×17).
FIG. 15. — *Mantura rustica* LINNÉ (*Halticidae*) (×30).
FIG. 16. — *Glyptina cerina* J. LECONTE (*Halticidae*) (×53).
FIG. 17. — *Alema paradoxa* SHARP (*Halticidae*) (×20).
FIG. 18. — *Podagrica fuscicornis chrysomelina* WALTL (*Halticidae*) (×33).
FIG. 19. — *Monolepta erythrocephala* OLIVIER (*Galerucidae*) (×43).
FIG. 20. — *Podagrica malvae semirufa* KÜSTER (*Halticidae*) (×26).
FIG. 21. — *Zipangia obscura* JACOBY (*Halticidae*) (×38).
FIG. 22. — *Iphitrea balyi* HAROLD (*Halticidae*) (×19).
FIG. 23. — *Manobia papuana* BRYANT (*Halticidae*) (×26).
FIG. 24. — *Acrocrypta cumingi* BALY (*Halticidae*) (×10).
FIG. 25. — *Phyllotreta rufitarsis* ALLARD (*Halticidae*) (×24).
FIG. 26. — *Oxygona acutangula* CHEVROLAT (*Halticidae*) (×10).
FIG. 27. — *Longitarsus candidulus* FOUDRAS (*Halticidae*) (×33).
FIG. 28. — *Xenidea dimidiaticornis* JACOBY (*Halticidae*) (×22).
FIG. 29. — *Longitarsus linnaei* DUFSCHMIDT (*Halticidae*) (×25).
FIG. 30. — *Eugonotes suturalis* LABOISSIÈRE (*Halticidae*) (×30).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXVII.

Ailes d'*Halticidae*.

FIG. 1. — *Cladocera flexuosa* BALY (×6).

FIG. 2. — *Podontia affinis* GRÖNDAL (×8).

FIG. 3. — *Paradibolia coerulea* BRYANT (×18).

FIG. 4. — *Toxaria indica* FABRICIUS (×17).

FIG. 5. — *Sebaethe lusca* FABRICIUS (×13).

FIG. 6. — *Aphthonomorpha collaris* BALY (×33).

FIG. 7. — *Oedionychus* (*Philipona*) *goudoti* HAROLD (×10).

FIG. 8. — *Sphaerometopa acroleuca* WIEDEMANN (×8).

FIG. 9. — *Pachyonychis paradoxa* CLARK (×19).

FIG. 10. — *Crimissa cruralis* STÅL (×6,5).

FIG. 11. — *Epithrix pubescens* KOCH (×40).

FIG. 12. — *Argopistes biplagiatus* ab. *suturalis* MOTSCHULSKY (×16).

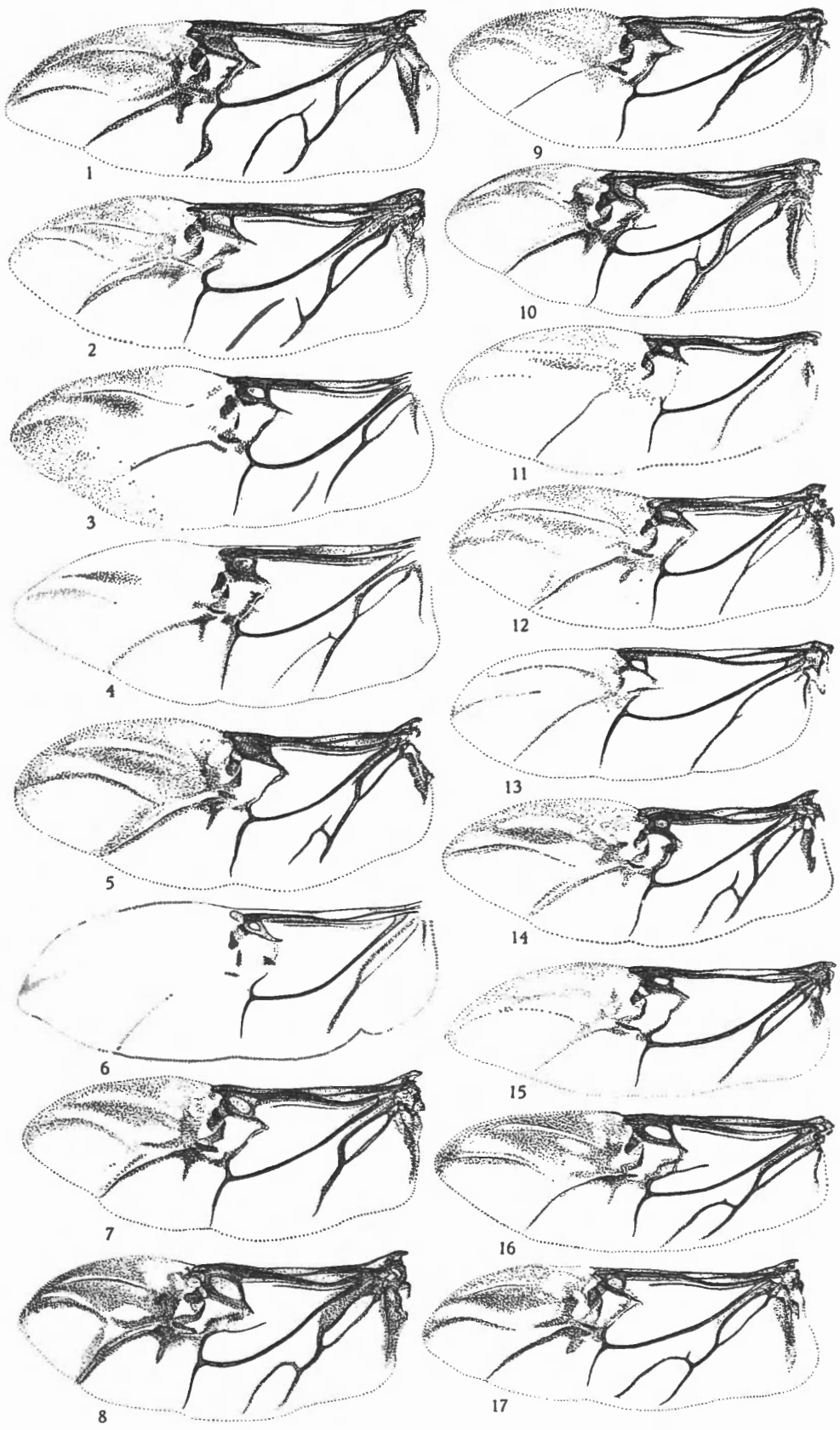
FIG. 13. — *Aphthona cyparissiae* KOCH (×25).

FIG. 14. — *Neorthaea coerulea* CHEN (×14).

FIG. 15. — *Psylliodes* (s. str.) *chrysocephala* LINNÉ (×22).

FIG. 16. — *Hespera sericea* WEISE (×20).

FIG. 17. — *Blepharida marginalis* WEISE (×10).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXVIII.

Ailes d'*Hispidae*.

FIG. 1. — *Charistena ruficollis* FABRICIUS (×30).

FIG. 2. — *Promecotheca cyanipes* ERICHSON (×8).

FIG. 3. — *Exothispa reimeri* KOLBE (×7,5).

FIG. 4. — *Penthispa* (s. str.) *explanata* CHAPUIS (×22).

FIG. 5. — *Cephalodonta* (s. str.) *maculata* OLIVIER (×9).

FIG. 6. — *Octhispa* (s. str.) *robinsoni* BALY (×22).

FIG. 7. — *Xenarescus monoceros* OLIVIER (×9).

FIG. 8. — *Cryptonychus* (*Gyllenhaleus*) *bipunctatus* BALY (×10).

FIG. 9. — *Amplipalpa guerini* BALY (×13).

FIG. 10. — *Cephalodonota* (*Pseudispa*) *westwoodi* BALY (×11).

FIG. 11. — *Javeta corporaali* WEISE (×20).

FIG. 12. — *Trichispa sericea* GUÉRIN (×25).

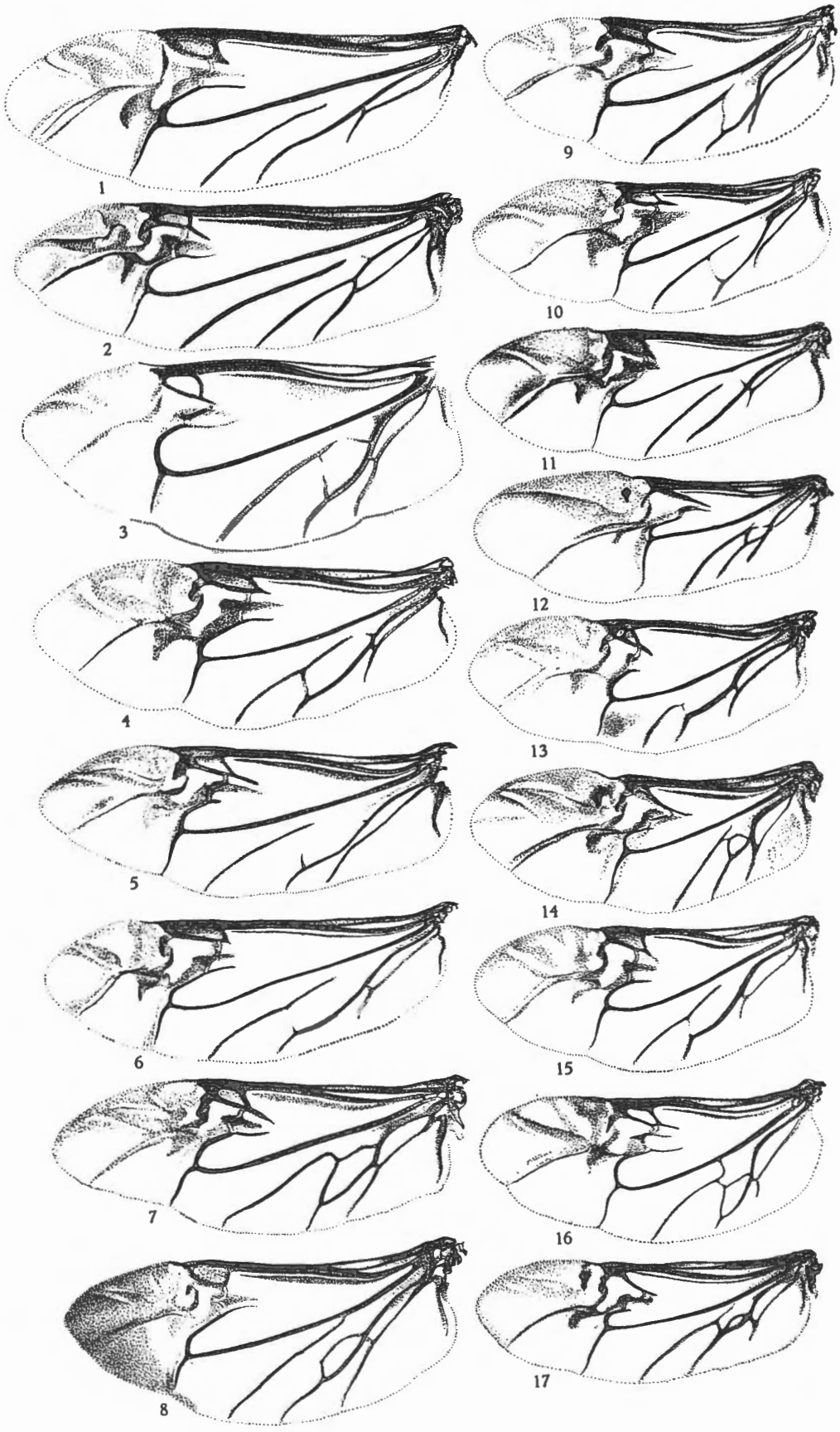
FIG. 13. — *Choeridiona feae* GESTRO (×23).

FIG. 14. — *Dactylispa aculeata* KLUG (×16).

FIG. 15. — *Anoplitis inaequalis* WEBER (×22).

FIG. 16. — *Homalispa grayella* BALY (×17).

FIG. 17. — *Rhadinosa reticulata* BALY (×16).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XXXIX

Ailes d'*Hispidae*.

FIG. 1. — *Estigmena chinensis* HOPE (×8).

FIG. 2. — *Lepthispa filiformis* GERMAR (×22).

FIG. 3. — *Octhispa* (*Hepthispa*) *limbata* BALY (×22).

FIG. 4. — *Hispa* (*Chrysispa*) *viridicyanea* KRAATZ (×15).

FIG. 5. — *Agonia* (*Agoniella*) *apicalis* BALY (×20).

FIG. 6. — *Brachycoryna melsheimeri* CROTCH (×33).

FIG. 7. — *Hispoleptis diluta* GUÉRIN (×12).

FIG. 8. — *Leucispa odewahni* BALY (×16).

FIG. 9. — *Metaxycera purpurata* GUÉRIN (×10).

FIG. 10. — *Cassidispa granulosa* WEISE (×12).

FIG. 11. — *Uroplata* (s. str.) *angulata* FABRICIUS (×14).

FIG. 12. — *Chelobasis bicolor* GRAY (×10).

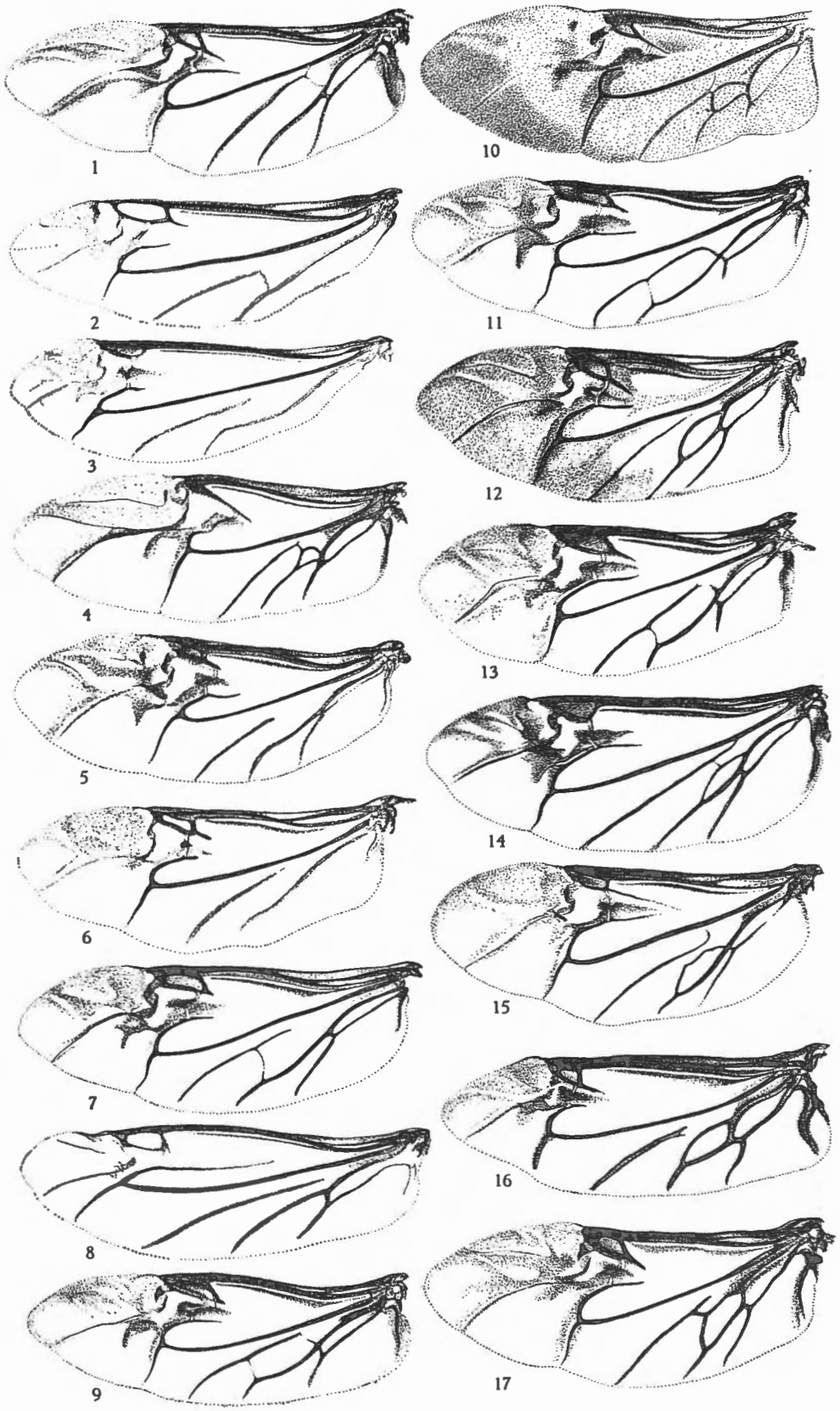
FIG. 13. — *Penthispa* (s. str.) *fairmairei* CHAPUIS (×18).

FIG. 14. — *Cryptonychus* (s. str.) *murrayi* BALY (×7).

FIG. 15. — *Cephalolia consanguinea* BALY (×16).

FIG. 16. — *Alurnus undatus* BRÊME (×7).

FIG. 17. — *Nympharescus proteus* WEISE (×10).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

EXPLICATION DE LA PLANCHE XL.

Ailes de *Cassididae*.

FIG. 1. — *Androya obscuricollis* FAIRMAIRE (×10).

FIG. 2. — *Craspedonta leyana* LATREILLE (×8).

FIG. 3. — *Paraselenis* (*Spaethiecoma*) *normalis* GERMAR (×8).

FIG. 4. — *Dorynota pugionata* GERMAR (×8).

FIG. 5. — *Aethiopocassis magnei* SPAETH (×10).

FIG. 6. — *Spilophora trigemina* GUÉRIN (×14).

FIG. 7. — *Orexita picta* BOHEMAN (×8).

FIG. 8. — *Stoiba flavicollis* KLUG (×40).

FIG. 9. — *Cassida* (*Pilemostoma*) *fastuosa* SCHALLER (×45).

FIG. 10. — *Cassida* (*Mionycha*) *margaritacea* SCHALLER (×20).

FIG. 11. — *Cassida* (*Cassidulella*) *vittata* VILLIERS (×12).

FIG. 12. — *Syngambria andreae* BOHEMAN (×11).

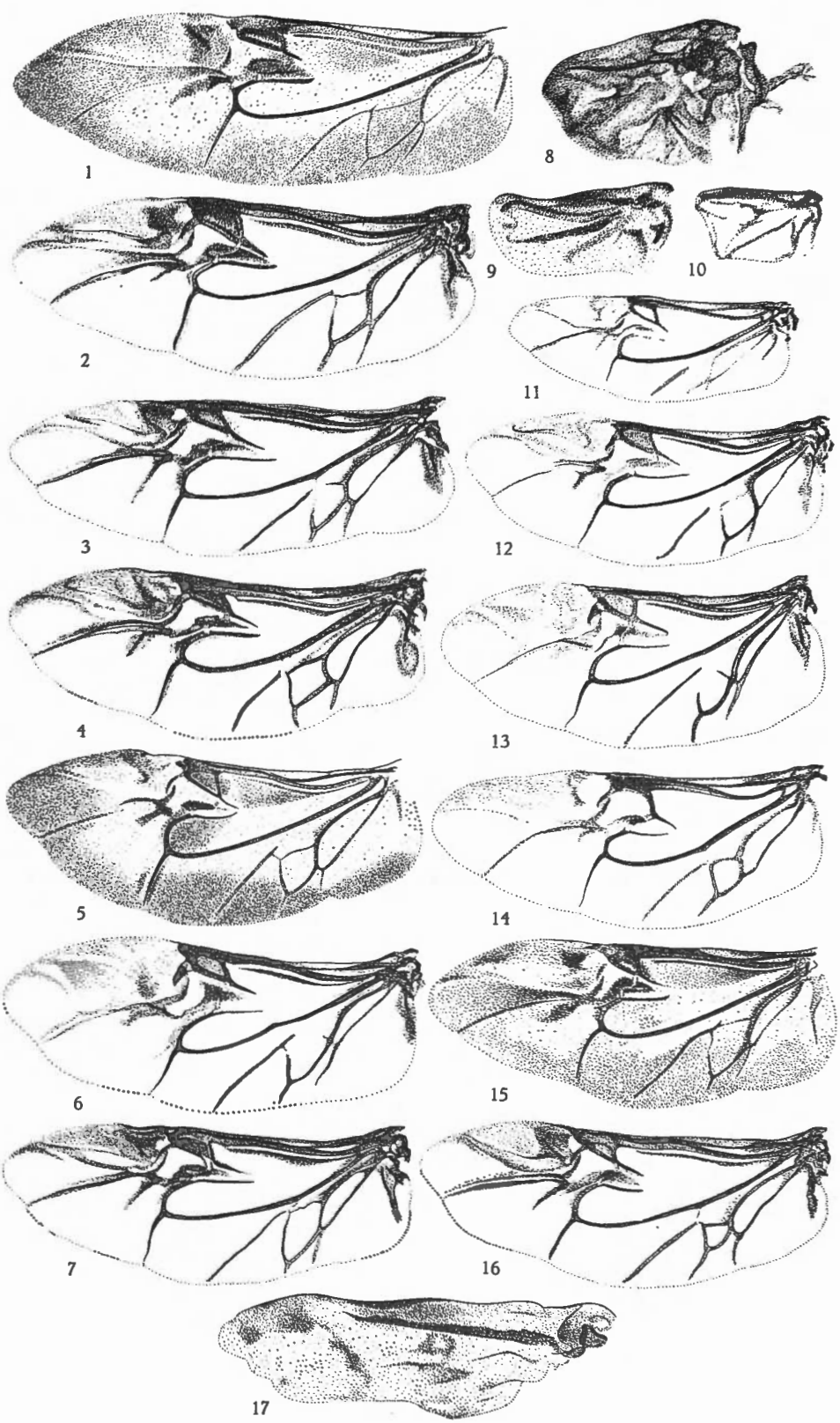
FIG. 13. — *Calyptocephala brevicornis* BOHEMAN (×10).

FIG. 14. — *Ischyronota desertorum* GEBLER (×20).

FIG. 15. — *Metriopepla inornata* WATERHOUSE (×10).

FIG. 16. — *Hilarocassis evanida* BOHEMAN (×11).

FIG. 17. — *Fornicocassis unicolor* SPAETH (×44).



P. JOLIVET. — Recherches sur l'aile des *Chrysomeloidea (Coleoptera)*.

RECHERCHES

SUR

L'AILE DES CHRYSOMELOIDEA

(COLEOPTERA)

DEUXIÈME PARTIE

13. — GALERUCIDAE.

Les *Galerucidae* sont caractérisés par la disposition des antennes qui sont filiformes et, au moins dans les genres européens, composées de onze articles. Elles sont rapprochées à leur base. Les Galérucides sont généralement grêles avec les téguments mous. MAULIK a découvert un caractère permanent à l'intérieur des fémurs des Halticides permettant de séparer ces insectes des Galérucides. Il s'agit d'un apodème, en forme de cuiller, où s'insèrent les muscles saltatoires, apodème qui fait défaut aux Galérucides.

La nervation alaire des Galérucides est de type « chrysomélide », avec, contrairement aux Halticides, Cu_1 bien développé. Il y a assez peu de microptères et d'aptères chez les Galérucides.

La biologie des Galérucides est extrêmement variée. Toutes les espèces sont phytophages, mais si la plupart des espèces vivent, larves et adultes, sur les plantes nourricières, d'autres sont hypogées à l'état larvaire et, comme les Eumolpides, se nourrissent des radicelles des végétaux (*Phyllobrotica*, *Luperus*, etc.). Les larves d'autres espèces (*Exosoma*, etc.) se développent dans les bulbes des Liliacées et Amarylidées, et sont stercoraires. Enfin, quelques larves (*Monoxia* ...) sont mineuses dans les feuilles de divers végétaux (*Chenopodium*). Les larves sont le plus souvent grégaires. La nymphose s'accomplit en terre le plus souvent, quelquefois à découvert sur le sol, dans les fentes des écorces, ou bien la nymphe est fixée par l'extrémité de l'abdomen à une feuille. Beaucoup de Galérucides sont sténophages (*Agelastica* et *Alnus*, *Sermylassa* et *Galium*, etc.), d'autres sont polyphages (*Galeruca*).

Des changements dans la nomenclature des Galérucides sont intervenus à plusieurs reprises. Nous essaierons d'en tenir compte le mieux que nous pourrons.

1. — Genre OIDES WEBER.

Important genre des régions tropicales de l'ancien monde. Nous décrivons ici l'aile d'*Oides pectoralis* CLARK, de Birmanie :

Aile grande (15 × 5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm assez net, pas de traces de M1a. Distales et médianes classiques. M_1 mince et bisinué. Cu_1 sinué, isolé, avec cu-an faiblement chitinisé, droit. Fusion des anales au-delà de an_1. 3A très mince, long, fortement arqué.

Oides dorsosignata CLARK, d'Australie (Pl. XXXV, fig. 3), a une aile plus petite (10,5 × 4 mm), très semblable à la précédente, rt losangique.. Un tronçon de rm est net sous M_1a. an_1 en triangle allongé. 3A plus court.

2. — Genre ANOIDES WEISE.

Genre néoguinéen. Nous décrivons l'aile d'*Anoides suturalis* JACOBY, de la baie de Humboldt :

Aile moyenne (12 × 4 mm), très bien chitinisée. rt triangulaire. Le reste de la nervation quasi identique à celle des espèces précédentes.

3. — Genre BOTANOCTONA FAIRMAIRE.

Nous décrivons ici l'aile de *Botanoctona gibbosa* JACOBY, d'Afrique équatoriale (Pl. XXXV, fig. 1) :

Aile grande (16 × 6 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. Vestiges de rm seuls visibles. Distales et médianes classiques. Cu_1 incurvé avec cu-an droit. Fusion des anales au-delà de an_1, qui est subtriangulaire. 3A mince, long, bisinué.

4. — Genre OIDOMORPHA LABOISSIÉRE.

Genre monospécifique, avec l'espèce *Oidomorpha africana* LABOISSIÈRE, décrite du Kenya. Cette espèce est microptère.

5. — Genre RHAPHIDOPALPA ROSENHAUER.

Genre des régions tropicales de l'ancien monde. Une espèce (*R. foveicollis* LUCAS) est circumméditerranéenne et pratiquement ubiquiste en Afrique. Nous décrivons ici l'aile de *Rhaphidopalpa ceramensis* WEISE, de Ceram (Pl. XXXV, fig. 14) :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt en triangle allongé. rm net sous M_1a. Distales et médianes classiques. M_1 bisinué. Cu_1 arqué, avec cu-an net. Fusion des anales au-delà de an_1, qui est étroit et lenticulaire. 3A mince, sinué.

6. — Genre CERATIA CHAPUIS.

Genre indo-australien, renfermant 150 espèces environ. Il est souvent subdivisé en cinq sous-genres. LABOISSIÈRE (1929) fait un genre séparé de *Pachypalpa*.

Ceratia (s. str.) **flavomarginata** DUVIVIER.

Espèce des îles de la Sonde (Pl. XXXIV, fig. 16) :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire, allongé. rm arqué, incomplet, sans traces de M_1a. Distales et médianes classiques. Cu_1 arqué avec cu-an en prolongement. Fusion des anales. 3A mince, sinué.

Ceratia (Orthaulaca) bicolor WEBER.

Espèce des îles de la Sonde (Pl. XXXV, fig. 5) :

Aile grande (13 × 5 mm), bien chitinisée, rt lenticulaire, allongé, rm arqué, assez net. Médianes classiques avec M_1 bisinué. Cu_1 arqué, continué par cu-an. Fusion des anales. 3A court, épais, sinué.

Ceratia (Orthaulaca) batesi JACOBY.

Espèce de Sumatra : Aile grande (13 × 4,75 mm), bien chitinisée. Nervation identique à celle de l'espèce précédente. Vestiges peut-être de M_1a (?). Chitinisation plus forte des nervures. Cu_1 sinué et plus rapproché distalement de 1A.

Ceratia (Cerania) cornuta BALY.

Espèce des Philippines (Pl. XXXV, fig. 6) :

Aile moyenne (11,5 × 3,75 mm), bien chitinisée. Nervation identique à celle des espèces précédentes. Cependant M_1a est net au milieu de rm. M_1 bisinué. Cu_1 très arqué. 3A bisinué.

Ceratia (Sphaerorthra) antennata BALY.

Espèce de Java : Aile moyenne (11,5 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire, allongé. rm arqué, sans M_1a. M1 bisinué. Cu_1 arqué, faiblement chitinisé, continué par cu-an. Fusion des anales au-delà de an_1. 3A bisinué.

Ceratia (Pachypalpa) luteicornis FABRICIUS.

Espèce des îles de la Sonde (Pl. XXXV, fig. 8) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire, allongé. M_1a et rm disparus. M_1 bisinué. Cu_1 arqué, continué par cu-an. Fusion des anales. 3A mince, bisinué.

7. — Genre HOPLASOMA JACOBY.

Genre surtout indo-malais, avec une espèce éthiopienne. Nous décrivons l'aile d'*Hoplasoma ceylonensis* JACOBY, de Ceylan (Pl. XXXV, fig. 7) :

Aile moyenne (8,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. M_1a net, rm disparu. Distales faibles. M_1 bisinué. Cu_1 arqué, continué par cu-an. Fusion des anales au-delà de an_1, qui est étroit et allongé. 3A court, peu visible.

8. — Genre MIMASTRACELLA JACOBY.

Genre des Indes (Nilgiri Hills), synonyme du genre *Eriosarda* JACOBY. Nous décrivons l'aile de *Mimastracella metallica* JACOBY :

Aile petite (7 × 2,75 mm), très bien chitinisée. rt lenticulaire. M_1a et rm pratiquement disparus. Distales et médianes classiques. Cu1 incurvé avec cu-an droit. Fusion des anales. 3A mince, droit.

9. — Genre AGETOCERA HOPE.

Genre d'Asie tropicale. Nous décrivons l'aile d'*Agetocera mirabilis* HOPE, du Népal (Pl. XXXV, fig. 15) :

Aile grande (20 × 7 mm), très bien chitinisée. rt lenticulaire. M_1a et rm bien nets. M_1 bisinué. Cu_1 arqué, prolongé par cu-an. 3A court large, presque droit. *Agetocera hopei* BALY, en Indes, a une aile asusi bien chitinisée que la précédente, mais plus petite (16 × 6 mm). La nervation en est identique, aux plus petits détails près.

10. — Genre PSEUDOCOPHORA JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Pseudocophora erichsoni* BALY, de Sumatra (Pl. XXXV, fig. 11).

Aile moyenne (9,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm visible partiellement. M_1 sinué, mince et effilé à la base. Cu_1 arqué, continué par cu-an. Fusion des anales. 3A mince, bisinué.

11. — Genre HALYSACANTHA LABOISSIÈRE (=HALYS WEISE).

Nous décrivons ici l'aile de l'unique espèce de ce genre, *Halysacantha weisei* JACOBY, sur un spécimen du Congo belge (Pl. XXXIV, fig. 15) :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué, visible partiellement. Distales et médianes classiques. Cu_1 arqué, prolongé par cu-an. Fusion des anales. 3A mince, incurvé.

12. — Genre ERYTHROBAPTA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Erythrobapta Vennigseni* WEISE, d'Usambara (Pl. XXXIV, fig. 10) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm assez net, arqué, traces de M_1a. Distales peu nettes. M_1 bisinué. Cu_1 bisinué, avec cu-an droit. Fusion des anales. 3A court, mince, arqué.

13. — Genre LAETANA BALY.

Genre éthiopien, comme le précédent. Nous décrivons l'aile de *Laetana histrio* BALY, du Natal (Pl. XXXIV, fig. 17) :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), très bien chitinisée. rt lenticulaire. rm et M1a peu nets. M_1 bisinué. Cu_1 arqué, prolongé par cu-an. Fusion des anales. 3A mince, court, presque droit.

14. — Genre BELONA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile de *Belona occidentalis* WEISE, du Quango (Pl. XXXIV, fig. 12) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué; M1a peu net. M1 bisinué. Cu1 très fortement arqué, continué par cu-an. Fusion des anales. 3A fortement bisinué.

15. — Genre IDACANTHA CHAPUIS (=PRASMIDIA WEISE).

Important genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Idacantha hastata* LABOISSIÈRE, sur un spécimen du Congo belge :

Aile moyenne (12 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué, peu net. Distales et médianes classiques. Cu1 arqué, continué par cu-an. Fusion des anales. 3A mince, bisinué.

Nous figurons ici (Pl. XXXV, fig. 4) l'aile d'une autre espèce d'*Idacantha* : *I. conifera* FAIRMAIRE, du Katanga : Aile moyenne (12 × 4,5 mm), très bien chitinisée. Nervation calquée sur le précédent, avec des différences superficielles.

16. — Genre LAETIACANTHA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien, fort voisin du précédent. Nous décrivons ici l'aile de *Laetiacantha chevrolati* GUÉRIN, d'Abyssinie (Pl. XXXIV, fig. 2) :

Aile moyenne (11,5 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm arqué, peu net ainsi que M1a. Distales et médianes classiques. Cu_1 arqué, prolongé par cu-an. 3A court, sinué.

17. — Genre PARACANTHA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien, très voisin des précédents. Nous décrivons ici l'aile de *Paracantha maculosa* WEISE, d'Abyssinie (Pl. XXXV, fig. 12) :

Aile moyenne (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. M1a et rm presque disparus. Distales et médianes classiques Cu1 arqué avec cu-an droit. 3A mince, court, à peine sinué.

18. — Genre NEOLAETANA LABOISSIÈRE.

Genre d'Afrique centrale. Nous décrivons ici l'aile de *Neolaetana neumani* WEISE, du Katanga (Pl. XXXIV, fig. 14) :

Aile moyenne (11 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net, arqué. Distales et médianes classiques. Cu1 arqué, prolongé par cu-an. 3A très mince, bisinué.

19. — Genre MAHUTIA LABOISSIÈRE.

Genre d'Afrique tropicale. Nous décrivons ici le rudiment alaire de *Mahutia leopoldi* LABOISSIÈRE, de Tsibinda (Congo belge) (Pl. XXXI, fig. 10) :

Espèce microptère. Rudiment alaire de 0,50 × 0,25 mm, en forme de lobe élargi et chitinisé à la base, avec des vestiges indéchiffrables de nervures.

20. — Genre NEOMAHUTIA LABOISSIÈRE.

Genre du Transvaal, avec une unique espèce, *Neomahutia cyanipennis* LABOISSIÈRE, aptère.

21. — Genre LEPTAULACA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile de *Leptaulaca fissicollis* THOMSON, du Congo belge (Pl. XXXV, fig. 13) :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué, bien net ainsi que M1a. M1 bisinué. Cu1 arqué avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

22. — Genre COPA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Copa occidentalis* WEISE, du Congo belge (Pl. XXXIV, fig. 3) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué, peu net. M1 bisinué, mince surtout à la base. Cu1 arqué, prolongé par cu-an. 3A peu net.

23. — Genre HALLIRHOTIUS JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Hallirhotius africanus viridipennis* LABOISSIÈRE, d'Afrique orientale (Kwiro) :

Aile petite (7,5 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt. triangulaire. M1a et rm assez nets. M1 bisinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 3A presque droit, peu net.

24. — Genre MELLESIA WEISE.

Genre éthiopien (Afrique centrale). Nous décrivons l'aile de *Mellesia elegans* WEISE, d'Usambara :

Aile petite (7,5 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. M1a et rm assez nets. M1 bisinué. Cu1 arqué, prolongé par cu-an. 3A court, droit.

25. — Genre MELLESIANELLA LABOISSIÈRE.

Genre d'Afrique centrale. Nous décrivons l'aile de *Mellesianella viridipennis* LABOISSIÈRE, du Congo belge :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm et M1a très nets. M1 bisinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 3A droit, peu net.

26. — Genre DILINOSA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile de *Dilinosa acutipennis* LABOISSIÈRE, du Congo belge (Élisabethville) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. M1a et rm bien nets. M1 sinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 3A peu net.

27. — Genre DIABROTICA CHEVROLAT.

Genre américain, presque exclusivement néotropical, avec près de mille espèces décrites. Nous décrivons ici l'aile de deux espèces :

Diabrotica fraterna BALY.

Espèce du Guatémala (Pl. XXXV, fig. 10) :

Aile moyenne (10 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire, rm peu net et M1a disparu. M1 mince, surtout à la base, droit. Cu1 à peine incurvé, avec cu-an bien droit et l'ébauche d'une transverse pour rejoindre M2. 3A droit, peu net.

Diabrotica bifasciata JACOBY.

Espèce de Panama : Aile plus petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm et M1a pratiquement disparus. M1 mince, bisinué. Cu1 droit, net, avec, à l'apex, cu-an, peu net, rejoignant 1A en diagonale. Cu1 + cu-an + 1A a ici l'aspect très caractéristique d'un N. 3A arqué, peu net.

28. — Genre ENSIFORMA JACOBY.

Nous décrivons l'aile de l'unique espèce connue du genre, *Ensiforma coerulea* JACOBY, du Brésil :

Aile moyenne (12,5 × 4,5 mm), très bien chitinisée. rt petit, lenticulaire. rm net partiellement, M1a disparu. M1 fortement bisinué. Cu1 sinué, avec cu-an droit et peu net. 3A sinué, mince.

29. — Genre BYBLITEA BALY.

Genre de Colombie. Nous décrivons l'aile de *Byblitea deyrollei* BALY, de Bogota (Pl. XXXIV, fig. 1) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire, allongé. M1a disparu, rm net partiellement. M1 droit. Cu1 fortement arqué, avec cu-an droit. an1 étroit, incurvé. 3A peu net, court, presque droit.

30. — Genre TRIARIUS JACOBY.

Genre américain. Nous décrivons l'aile de *Triarius lividus* LECONTE, du Mexique :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. M1a et rm assez nets. M1 bisinué. Cu1 sinué avec cu-an droit. 3A sinué, droit.

31. — MONOCESTA Clark.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Monocesta atricornis* Clark, sur un spécimen de Cayenne (Pl. XXXIV, fig. 13) :

Aile moyenne (9 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm très net, bisinué, mais sans M1a. M1 presque droit, légèrement recourbé à la base. Cu1 incurvé, continué par cu-an. 3A bisinué, mince, peu visible.

Monocesta ducalis Clark, du Guatémala, a une aile plus grande que la précédente (17 × 6,5 mm), et plus chitinisée. rt triangulaire. rm presque droit, net, avec M1a peu visible. M1 peu sinué. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an peu net, droit. 3A élargi à la base, net, sinué.

32. — Genre COELOMERA Chevrolat.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Coelomera cayennensis* Fabricius, sur un spécimen de Guyane française (Pl. XXXV, fig. 2) :

Aile moyenne (15 × 5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm net, arqué, sans M1a. M1 à peine sinué. Cu1 presque droit, avec cu-an sinué. 3A très chitinisé.

33. — Genre DIRCEMA Clark.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Dircema nigripenne* Fabricius, de Guyane française :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm net, coudé, sans traces de M1a. M1 droit, aminci à la base. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit et une transverse (m-cu) rejoignant M2. 3A arqué, très chitinisé.

34. — Genre CORAIA Clark.

Genre d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Coraia maculicollis* Clark, du Honduras :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm net, bisinué, sans traces de M1a. M1 droit. Cu1 à peine incurvé, avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

35. — Genre NESTINUS Clark.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Nestinus auriquadrum* Jacoby, du Mexique :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm visible partiellement, sans traces de M1a. M1 à peine sinué. Cu1 presque droit, avec cu-an droit et une ébauche de transverse (m-cu) n'atteignant pas M2. 3A large à la base, net, sinué.

36. — Genre PROCALUS Clark.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Procalus viridis* Philippi, du Chili :

Aile moyenne (13 × 4,25), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm net, coudé, sans traces de M1a. Cu1 incurvé. 3A court, mince, sinué.

37. — GALERUCELLA Crotch.

Genre de distribution mondiale. Nous décrivons ici l'aile de *Galerucella* (*Xenthogaleruca*) *aenescens* Fairmaire, de Chine :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm net, à peine sinué, sans M1a. M1 sinué. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit. 3A net, presque droit.

Galerucella (*Hydrogaleruca*) *nymphaeae* LINNÉ, de France, a une aile petite (6,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm net, coudé, sans M1a. M1 à peine sinué. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit. 3A mince, court, presque droit.

38. — Genre MEGALERUCA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Megaleruca triloba* FABRICIUS, d'Afrique centrale :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, peu net, sans traces de M1a. M1 droit, aminci à la base. Cu1 à peine incurvé, avec cu-an droit. 1A fortement bisinué. 3A peu net.

39. — Genre EUGALERUCA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile d'*Eugaleruca humbloti* DUVIVIER, de Madagascar :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé, peu net, sans traces de M1a. M1 légèrement bisinué. Cu1 arqué avec cu-an presque droit. 1A bisinué. 3A peu net, presque droit.

40. — Genre PROTOGALERUCA LABOISSIÈRE.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Protogaleruca costulata* FAIRMAIRE :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net, M1a disparu. Distales et médianes classiques. M1 sinué, aminci à la base. Cu1 arqué, avec cu-an droit. Fusion des anales au-delà de an1. 3A court, incurvé, peu net.

41. — Genre ALAFIA MAULIK.

Genre indou. Nous décrivons l'aile d'*Alafia albopilosa* JACOBY, de Birmanie :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bien net, mais sans traces de M1a. Distales et médianes classiques avec M1 sinué. Cu1 arqué avec cu-an droit. 3A droit, peu net.

41. — Genre PYRRHALTA JOANNIS.

Genre paléarctique. Nous décrivons l'aile de *Pyrrhalta viburni* PAYKÜLL, d'Europe :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm arqué, peu net. Distales et médianes classiques. Cu1 arqué légèrement avec cu-an droit. 1A droit distalement. 3A court, peu net, arqué.

43. — Genre ARIMETUS JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Arimetus tuberosus* LABOISSIÈRE, de Zanzibar :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire, rm arqué, peu net. M1 légèrement bisinué. Cu1 à peine arqué avec cu-an droit. 1A presque droit distalement. 3A mince, incurvé.

44. — Genre DIRCEMELLA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Dircemella batesi* JACOBY, d'Afrique tropicale :

Aile petite (8,5 × 3,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. M1 sinué. Cu1 incurvé, ainsi que cu-an. 1A sinué distalement. 3A net, presque droit.

45. — Genre HEMIPHRACTA Weise.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Hemiphracta lurida* Allard, d'Afrique orientale :

Aile moyenne (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 presque droit, aminci à la base. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit. 1A légèrement incurvé distalement. 3A long, mince, fortement incurvé, très chitinisé.

46. — Genre NIRINA Weise.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Nirina imitans* Jacoby, du Kwilu :

Aile grande (17 × 6,75 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm net, légèrement incurvé, sans traces de M1a. M1 légèrement sinueux, aminci à la base. Cu1 incurvé, avec cu-an droit, réuni à M2 par une transverse (m-cu), peu nette. 1A légèrement incurvé. 3A net, long, fortement bisinué.

47. — Genre ORTHOXIOIDES Laboissière.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Orthoxioides ephippiata* Dalman, du Congo belge :

Aile moyenne (13 × 4,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm incurvé. M1 sinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit. Sur certains spécimens, Cu1 est relié à M2 par une faible transverse. 1A droit distalement. 3A faiblement incurvé, long et large.

48. — Genre NIRINOIDES Jacoby.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Nirinoides staudingeri* Jacoby, sur un spécimen de Bambesa (Congo belge) :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm arqué, peu net. M1 faiblement sinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 1A légèrement sinué distalement. 3A net, sinué.

49. — Genre PORPHYTOMA Jacoby.

Genre éthiopien monospécifique. Nous décrivons l'aile de *Porphytoma dives* Karsch, sur un spécimen du Transvaal :

Aile petite (10,5 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm net partiellement, bisinué. M1 sinué. Cu1 légèrement sinué avec cu-an droit. 1A légèrement incurvé distalement. 3A sinué, épais.

50. — Genre SCHEMATICELLA Jacoby.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Schematicella erythrocephala* Laboissière, du Congo belge :

Aile petite (6 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm pratiquement disparu. M1 mince, droit. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 1A droit distalement. 3A mince, arqué.

51. — Genre STICTOCEMA Jacoby.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Stictocema annulicornis* Laboissière, du Congo belge :

Aile petite (7 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 en accent circonflexe. Cu1 arqué avec cu-an droit. 1A droit distalement. 3A légèrement sinué.

52. — Genre EUPACHYTOMA LABOISSIÈRE (=PACHYTOMA CLARK).

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile d'*Eupachytoma gigantea* ILLIGER, d'Afrique centrale :

Aile grande (15 × 5,5 mm), très fortement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 faiblement incurvé. Cu1 presque droit, relié faiblement à M2, avec cu-an droit. 1A un peu incurvé distalement. 3A fortement bisinué, très chitinisé.

53. — Genre PACHYTOMELLA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Pachytomella ruficeps* WEISE, du Kivu :

Aile moyenne (12,5 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm sinué, peu net. M1 légèrement sinué. Cu1 sinué avec cu-an droit. 1A légèrement, 3A fortement, incurvé.

54. — Genre CEROCHROA GERSTAECHER.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Cerochroa maculicollis* BALY, du Cameroun :

Aile grande (18 × 6,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm incurvé, peu net. M1 sinué. Cu1 incurvé, relié faiblement à M2, avec cu-an droit. 1A dilaté dans sa partie basale, presque droit distalement. 3A bisinué, long.

55. — Genre CLITENA BALY.

Genre éthiopien et indien. Nous décrivons l'aile de *Clitena limbata* BALY, du Siam :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. M1 à peine sinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit et des traces de liaison avec M2. 1A à peine incurvé distalement. 3A à peine sinué.

56. — Genre CLITENELLA LABOISSIÈRE.

Genre asiatique. Nous décrivons l'aile de *Clitenella fulminans* FALDERMANN, sur un spécimen de Chine boréale :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 sinué à la base. Cu1 et cu-an légèrement arqués. 1A incurvé à l'apex. 3A bisinué.

57. — Genre CLITENOSOSIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Clitenososia flava* LABOISSIÈRE, du Natal :

Aile moyenne (11,5 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, peu net. M1 droit. Cu1 un peu incurvé, faiblement relié à M2, avec cu-an droit. 1A droit distalement. 3A bisinué.

58. — Genre DECOOMANIUS LABOISSIÈRE.

Nous décrivons l'aile de l'unique espèce : *Decoomanius limbatus* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXXIII, fig. 3) :

Aile petite (6,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm sinué, peu net. M1 sinué, aminci à la base. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 1A arqué distalement. 3A légèrement incurvé, assez net.

59. — Genre PERICLITENA WEISE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Periclitena vigorsi* HOPE *ab. igneipennis* BALY, sur un spécimen du Tonkin (Pl. XXXI, fig. 20) :

Aile moyenne (13 × 5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 légèrement sinué. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit. 1A incurvé distalement. 3A net, bisinué.

60. — Genre HYMENESIA CLARK.

Genre indien. Nous décrivons l'aile d'*Hymenesia tranquebarica* FABRICIUS, de Tranquebar (Indes anglaises) (Pl. XXX, fig. 3) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm arqué, peu net. M1 légèrement sinué, aminci à la base. Cu1 incurvé avec cu-an droit, large. 1A droit distalement. 3A incurvé, peu net.

61. — Genre ORTHOXIA CLARK.

Genre des îles de la Sonde. Nous décrivons l'aile d'*Orthoxia boisduvali* CLARK, sur un spécimen de Java (Pl. XXX, fig. 2) :

Aile moyenne (11 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, peu net. M1 sinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 1A légèrement incurvé distalement. 3A légèrement bisinué.

62. — Genre DORYXENA BALY.

Genre indien. Nous décrivons ici l'aile de *Doryxena grossa* HOPE, du Népal (Pl. XXXI, fig. 2) :

Aile grande (20 × 7 mm), bien chitinisée. rt en triangle arrondi à la base. rm net, presque droit. M1 très légèrement bisinué. Cu1 à peine incurvé avec cu-an droit. 1A presque droit distalement. 3A très net, bisinué.

63. — Genre SALAMINIA HELLER.

Genre de l'Insulinde. Nous décrivons ici l'aile de *Salaminia concinna* BALY, de Célèbes (Pl. XXVIII, fig. 10) :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 sinué et aminci à la base. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 1A légèrement incurvé distalement. 3A sinué.

64. — Genre PSEUDADIMONIA DUVIVIER.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Pseudadimonia variolosa* HOPE, des Indes (Pl. XXX, fig. 16) :

Aile petite (8 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 légèrement sinué. Cu1 faiblement incurvé avec cu-an presque droit. 1A faiblement incurvé distalement. 3A mince, bisinué, net.

65. — Genre SASTRA BALY.

Genre indo-australien. Nous décrivons ici l'aile de *Sastra limbata* BALY, de Nouvelle-

M1 sinué. Cu1 et cu-an légèrement incurvés. 1A incurvé distalement. 3A légèrement sinué. Guinée (Pl. XXVIII, fig. 5) :

Aile petite (9,5 × 3,25 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm légèrement sinué,

66. — Genre SASTRACELLA JACOBY.

Genre connu de Sumatra. Nous décrivons l'aile de *Sastracella fulvipennis* JACOBY :

Aile petite (8,5 × 3 mm), moyennement chitinisée, à coloration rouge sur le vivant, coloration dont il reste des traces sur les spécimens examinés ici. rt triangulaire. rm bisinué. M1 sinué à la base qui est amincie. Cu1 fortement sinué, avec cu-an droit. 1A légèrement incurvé distalement. 3A peu net.

67. — Genre SASTROIDES JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Sastroides indica* JACOBY, sur un spécimen du Tonkin (Pl. XXIX, fig. 2) :

Aile petite (9 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement coudé, peu net. M1 sinué à la base. Cu1 arqué, avec cu-an bien droit. 1A à peine sinué distalement. 3A arqué, peu net.

68. — Genre GALEROSASTRA LABOISSIÈRE.

Genre de Sumatra. Nous décrivons l'aile de *Galerosastra sumatrana* JACOBY :

Aile moyenne (9,5 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm sinué. M1 bisinué très légèrement, aminci à la base. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 1A légèrement incurvé distalement. 3A peu net.

69. — Genre ATYSA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Atysa terminalis* BALY, de Misol (Pl. XXIX, fig. 3) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm net, légèrement sinué. M1 à peine sinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit et une liaison peu nette avec M2. 1A légèrement incurvé distalement. 3A faiblement sinué.

70. — Genre NICEA BALY.

Genre néoguinéen. Nous décrivons l'aile de *Nicea dimidiatipennis* BALY (Pl. XXIX, fig. 11) :

Aile petite (8,5 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 légèrement bisinué. Cu1 arqué avec cu-an droit et une liaison avec M2. 3A presque droit, mince.

71. — Genre PONERIDIA WEISE.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Poneridia australis* BOHEMAN, de Java (Pl. XXVIII, fig. 7) :

Aile moyenne (10,5 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement incurvé. M1 légèrement bisinué. Cu1 arqué, peu net, avec cu-an pratiquement disparu. 1A presque droit distalement. 3A à peine sinué.

72. — Genre MOMAEA BALY.

Genre connu de Nouvelle-Guinée, Célèbes, Misol et Queensland. Nous décrivons l'aile de *Momaea viridipennis* BALY, de Misol (Pl. XXIX, fig. 15) :

Aile moyenne (12 × 4,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm peu net, très légèrement sinué. M1 légèrement bisinué. Cu1 arqué avec cu-an droit. 3A légèrement incurvé. Il est probable que cette espèce appartienne plutôt au genre voisin *Rhomæa* WEISE de Nouvelle-Guinée. La nervation de ce dernier genre est identique à celle du genre *Momaea*.

73. — Genre GRONOVIUS JACOBY.

Genre néoguinéen. Nous décrivons ici l'aile de *Gronovius imperialis* JACOBY :

Aile grande (16 × 6 mm), très chitinisée. rt subtriangulaire. rm assez net, en Z. M1 légèrement bisinué. Cu1 légèrement arqué, avec cu-an sinué. 3A presque droit, élargi à la base.

74. — Genre ELLOPIA CHAPUIS.

Genre australo-tasmanien. Aptère (*Ellopia pedestris* ERICHSON, *Ellopia sloanei* BLACKBURN), à élytres bien développés.

75. — Genre CYDIPPA CHAPUIS.

L'unique espèce, *Cydippa balyi* CHAPUIS, d'Australie, est aptère.

76. — Genre RUPILIA CLARK.

Genre australien. Aptère également, avec les élytres normalement développés.

77. — Genre ARIMA CHAPUIS.

Genre monospécifique de la France méridionale et de l'Italie. *Arima marginata* FABRICIUS, type et races, est aptère et brachélytre.

78. — Genre GALERUCA GEOFFROY.

Genre holarctique, divisé en cinq sous-genres que nous examinerons successivement :

Galeruca (Galerima) monticola KIESENWETTER.

Le sous-genre *Galerina* REITTER est, en partie, pyrénéen : *G. monticola* est aptère, comme *G. canigouensis* FAUVEL. Les *Galerima* de la faune asiatique sont également aptères.

Galeruca (s. str.) **abbreviata** JOANNIS.

Espèce du Piémont, macroptère (Pl. XXXIII, fig. 13) :

Aile petite (9 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé. M1 en accent circonflexe. Cu1 et cu-an légèrement incurvés. 3A fortement bisinué.

En principe, tous les *Galeruca* s. str. sont macroptères, y compris *Galeruca tanaceti* L. Cependant JACOBSON a signalé que, dans les régions nordiques, les ailes avaient tendance à s'atrophier et le métasternum était moins développé, chez certains individus de *G. tanaceti*.

Galeruca (Galerotoma) haagi JOANNIS.

Espèce d'Andalousie, Portugal et Maroc. Nous décrivons l'aile d'un spécimen de Tanger (Pl. XXXI, fig. 16) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 sinué et aminci à la base. Cu1 légèrement incurvé avec cu-an droit. 3A incurvé.

Galeruca (Emarhopa) rufa GERMAR.

Nous décrivons un spécimen de Lyon (France). Un autre spécimen examiné, de Corfou, a identiquement la même nervation (Pl. XXXI, fig. 21) :

Aile petite (5 × 1,75 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm et base de M1 peu nets, presque disparus. Cu1 arqué avec cu-an droit. 1A à peine incurvé distalement.

Galeruca (Haptoscelis) melanocephala PANZA.

Espèce d'Europe moyenne et méridionale et du Caucase. Aptère ou parfois microptère. Légèrement brachélytre, mais avec le métasternum normal.

79. — Genre DIORHABDA Weise.

Genre de l'ancien monde, surtout paléarctique. Nous décrivons l'aile de *Diorhabda elongata* Brullé, sur un spécimen de Chypre (Pl. XXXII, fig. 27) :

Aile petite (7 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé. Base de M1 disparue. Cu1 légèrement arqué avec cu-an droit. 3A fortement bisinué.

80. — Genre LOCHMAEA Weise.

Genre holarctique. Nous décrivons l'aile de *Lochmaea capreae* L., sur un spécimen de France (Pl. XXXII, fig. 15) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm droit, court, peu net. M1 presque droit. Cu1 un peu incurvé avec cu-an droit. 3A à peine sinué.

81. — Genre NEOLOCHMAEA Laboissière.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Neolochmaea tropica* Jacoby (Pl. XXXIII, fig. 7) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, peu net. M1 un peu en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec cu-an droit et une faible liaison avec M2. 3A presque droit.

82. — Genre TRIRHABDA Leconte.

Genre nord- et centre-américain. Nous décrivons l'aile de *Trirhabda canadensis* Kirby, sur un spécimen de l'Illinois (Pl. XXVIII, fig. 9) :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué. M1 sinué à la base. Cu1 sinué avec cu-an légèrement arqué et un début de liaison avec M2. 3A presque droit.

83. — Genre METALEPTA Baly.

Petit genre péruvien (2 espèces). Aptère.

84. — Genre LEPTOXENA Baly.

Genre monospécifique des îles Andaman. Nous décrivons l'aile de *Leptoxena eximia* Baly (Pl. XXXI, fig. 1) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), très chitinisée. rt ovalaire. rm arqué. M1 légèrement bisinué. Cu1 arqué avec cu-an droit. 3A fortement bisinué.

85. — Genre CLEROTILIA Jacoby.

Genre monospécifique du Japon. Nous décrivons l'aile de *Clerotilia flavomarginata* Jacoby :

Aile petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué, presque disparu. M1 bisinué. Cu1 sinué avec cu-an court, droit. 3A droit.

86. — Genre BUPHONIDA Baly.

Genre surtout éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Buphonida punctata* Duvivier, des îles de l'Océanie (Pl. XXXIV, fig. 4) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm peu net, bisinué. M1 bisinué. Cu1 arqué avec cu-an droit, peu net. 3A droit, peu net.

87. — Genre MENIPPUS CLARK.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Menippus canellinus* FAIRMAIRE, du Tonkin (Pl. XXIX, fig. 8) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué, net. M1 bisinué Cu1 arqué, avec cu-an large, droit et une liaison peu nette avec M2. 3A faiblement sinué.

88. — Genre MERISTA CHAPUIS.

Genre indien principalement. Nous décrivons ici l'aile de *Merista dohrni* BALY, des Indes (Pl. XXIX, fig. 1) :

Aile grande (17 × 6 mm), très chitinisée. rt ovalaire. rm coudé, avec un début de M1a. M1 mince, bisinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit mais presque disparu. 1A légèrement arqué distalement. 3A fortement bisinué.

89. — Genre YULENIA JACOBY.

Genre néoguinéen. Nous décrivons l'aile de *Yulenia flavofasciata* JACOBY, de Batchian (Pl. XXXIII, fig. 9) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net. M1 bisinué, mince. Cu1 légèrement sinué, avec cu-an droit. 3A droit, peu net.

90. — Genre MOMBASICA FAIRMAIRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Mombasica subinermis* FAIRMAIRE (Pl. XXXII, fig. 20) :

Aile moyenne (10 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm arqué, net partiellement. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, sans traces de cu-an. 3A fortement sinué.

91. — Genre BUPHONELLA JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Buphonella murina* GERSTAECKER, d'Afrique orientale (Pl. XXX, fig. 10) :

Aile petite (5 × 1,75 mm), moyennement chitinisée. rt trapézoïdal. rm presque disparu, bisinué. M1 en accent circonflexe. M2 très curieusement arqué avant sa partie distale. Cu1 légèrement incurvé avec cu-an droit. 3A un peu incurvé.

92. — Genre THERPIS WEISE.

Genre monospécifique d'Afrique orientale. Nous décrivons l'aile de *Therpis smaragdina* WEISE :

Aile moyenne (8,75 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 légèrement sinué. Cu1 arqué avec cu-an droit. 3A bisinué, peu net.

93. — Genre MONOCESTOIDES DUVIVIER.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Monocestoides perroti* DUVIVIER, de Diego-Suarez :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt ovalaire. rm bisinué, peu net. M1 à peine sinué. Cu1 fortement arqué, avec cu-an droit. 3A sinué.

94. — Genre MALACOTHERIA FAIRMAIRE.

Genre des îles Fidji. Nous décrivons l'aile de *Malacotheria strigiscutata* FAIRMAIRE :

Aile petite (6,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net, bisinué. M1 sinué à la base, qui est amincie. Cu1 et cu-an légèrement arqués. 3A droit, peu net.

95. — Genre HYPERACANTHA CHAPUIS (=DIACANTHA HAROLD).

Genre important de la région éthiopienne. Nous décrivons l'aile de deux espèces :

Hyperacantha bifurcata LABOISSIÈRE.

Espèce du Congo belge (Pl. XXIX, fig. 14) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, net. M1 arqué à la base. Cu1 fortement arqué avec cu-an en prolongement. 1A très incurvé distalement. 3A sinué.

Hyperacantha aeneoguttata FAIRMAIRE.

Espèce malgache : Aile plus petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 bisinué. Le reste de la nervation semblable.

96. — Genre SONCHIA WEISE.

Genre sud-africain. Nous décrivons ici l'aile de *Sonchia sternalis* FAIRMAIRE, du Natal (Pl. XXXII, fig. 2) :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt en triangle à base arrondie. rm coudé. M1 bisinué. Cu1 sinué avec cu-an en prolongement. 3A sinué.

97. — Genre JACOBYA WEISE.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Jacobya elegantula* DUVIVIER, d'Antsianaka (Pl. XXXII, fig. 3) :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt lenticulaire, allongé. rm coudé. M1 fortement bisinué. Cu1 arqué avec cu-an en prolongement. 3A incurvé.

98. — Genre JACOBYANELLA LABOISSIÈRE.

Genre voisin du précédent, malgache également. Nous décrivons l'aile de *Jacobyanella hexaspilota* FAIRMAIRE (Pl. XXX, fig. 9) :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 fortement bisinué. Cu1 sinué avec cu-an droit. 3A sinué.

99. — Genre ANTSIANAKA DUVIVIER.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile d'*Antsianaka pulchella* DUVIVIER (Pl. XXXII, fig. 23) :

Aile assez petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 bisinué. Cu1 sinué, avec cu-an large, droit. 1A droit dans sa partie apicale. 3A sinué.

Le genre malgache *Terpnochlorus* FAIRMAIRE appartient aux *Halticidae* et sera étudié plus loin (LABOISSIÈRE, 1932).

100. — Genre ANTSIANACIDA LABOISSIÈRE.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile d'*Antsianacida latesuturata* FAIRMAIRE, de Suberbieville :

Aile petite (7,5 × 2,25 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm fortement coudé. M1 à peine bisinué. Distales bien nettes. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 1A incurvé apicalement. 3A bisinué.

101. — Genre ALPHIDIA CLARK.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile d'*Alphidia comitata* KLUG (Pl. XXIX, fig. 10) :

Aile moyenne (14 × 5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm arqué. M1 légèrement bisinué. Cu1 fortement arqué, cu-an droit. 3A bisinué légèrement. Nous avons examiné trois individus de cette espèce. La nervation est absolument constante et identique.

102. — Genre GLAUCORHABDA WEISE.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Glaucorhabda cyaneovittata* FAIRMAIRE, de Nossibé (Pl. XXXII, fig. 18) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé, peu net. M1 en accent circonflexe. Cu1 sinué légèrement, avec cu-an presque incurvé. 3A sinué.

103. — Genre GOUDOTINA WEISE.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Goudotina aeneipennis* LABOISSIÈRE :

Aile petite (5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net. M1 légèrement en accent circonflexe. Cu1 sinué avec cu-an droit. 3A presque droit.

104. — Genre LUSINGANIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Lusingania granulipennis* LABOISSIÈRE, de Lomani (Congo belge) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt ovalaire. rm coudé, net partiellement. M1 en accent circonflexe. Cu1 sinué avec cu-an droit. 3A légèrement sinué.

105. — Genre PHYLLOBROTICELLA JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Phyllobroticella flava* JACOBY, du Cameroun (Pl. XXXII, fig. 21) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), faiblement chitinisée. rt lenticulaire, sinueux. rm pratiquement disparu. M1 bisinué. Distales peu nettes. M2 incurvé avant sa branche distale. Cu1 légèrement sinué avec cu-an en prolongement. 1A incurvé à l'apex. 3A peu net.

106. — Genre VITRUVIA JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Vitruvia unicolor* JACOBY, sur un spécimen de Libreville (Gabon) :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 arqué avec cu-an droit. 1A bisinué distalement. Cu1 mince, incurvé, 3A mince, sinué.

107. — Genre MORPHOSPHAEROIDES JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Morphosphaeroides africana* JACOBY, du Congo belge (Pl. XXVIII, fig. 4) :

Aile moyenne (13 × 5 mm), très fortement chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement bisinué avec M1a très net. M1 fortement incurvé. M2 assez sinueux. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 3A net, bisinué.

108. — Genre ORNITHOGNATHUS THOMSON.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Ornithognathus generosus* THOMSON, du Cameroun (Pl. XXVIII, fig. 6) :

Aile grande (15 × 6 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, peu net; M1a peu net également. M1 bisinué. M2 bisinué, avant la branche distale. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 3A large, bisinué, peu net.

109. — Genre BONESIA BALY.

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile de *Bonesia adusta* HAROLD, de l'Angola (Pl. XXVIII, fig. 8) :

Aile assez grande (14 × 5,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm presque invisible avec un vestige de M1a. M1 incurvé. M2 assez sinueux. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

110. — Genre BONESIOIDES LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Bonesioides coerulea* ALLARD, sur un spécimen du Congo belge :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm en V, net partiellement, sans traces de M1a. M1 fortement bisinué. M2 assez sinueux. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 3A mince, net, presque droit.

Bonesioides dimidiata LABOISSIÈRE, du Congo belge, a une nervation voisine : Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. cu-an légèrement incurvé avec un début de transverse vers M2. 3A peu net.

111. — Genre MEGALOGNATHA BALY.

Important genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Megalognatha ruandana vulcania* LABOISSIÈRE, du Congo belge (Pl. XXXI, fig. 3) :

Aile assez grande (13 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé, assez net. M1 en accent circonflexe. Cu1 sinué, effacé à la base, ainsi que cu-an, 3A élargi, peu net, bisinué.

112. — Genre RUWENZORIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Ruwenzoria viridis* LABOISSIÈRE, du Ruwenzori :

Aile très petite (4,5 × 1,25 mm), bien chitinisée, subbrachyptère. rt triangulaire. rm, M1a, branches distales, partie distale de M2, pratiquement disparues. M1 incurvé, peu net. M2 net et chitinisé. Cu1 incurvé, avec cu-an droit, peu net. 2A peu net. 3A effacé.

113. — Genre SARDOIDES JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Sardoides viridicollis* JACOBY, du Natal :

Aile petite (6 × 2 mm), peu chitinisée. rt lenticulaire. rm et M1a disparus. M1 légèrement bisinué. Cu1 arqué, avec cu-an court, droit. 3A droit, peu net.

Le genre *Sjoestedtinia* WEISE, du Kilimandjaro, n'appartient pas, en réalité, aux Galérucides. Il a un apodème, caractéristique des Halticides, visible dans les fémurs postérieurs. Sa nervation alaire nous est inconnue.

114. — Genre PSEUDORUPILIA JACOBY.

Genre monospécifique, du Cap (*P. ruficollis* FABRICIUS). Il est caractérisé par l'absence d'épipleures aux élytres. Aptère.

115. — PHYLLOBROTICA REDTENBACHER.

Genre assez ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Phyllobrotica quadrimaculata* LINNÉ, espèce euro-sibérienne, sur un spécimen français (Pl. XXXII, fig. 1) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal et M1a peu nets. M1 légèrement bisinué. Cu1 incurvé, avec cu-an peu net et un début de transverse vers M2. 3A peu net, large.

116. — Genre JAPONITA STRAND (=JAPONIA WEISE).

Genre de l'Extrême-Orient. Nous décrivons l'aile de *Japonita coomani* LABOISSIÈRE, du Tonkin :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement arqué, sans traces de M1a. M1 en accent circonflexe, à concavité tournée vers rm. Cu1 légèrement sinueux avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A peu net.

117. — Genre EXORA CHEVROLAT.

Genre américain, surtout néotropical. Nous étudions ici l'aile d'*Exora obsoleta* FABRICIUS, sur un spécimen de Colombie (Pl. XXIX, fig. 16) :

Aile moyenne (14 × 5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm arqué, peu net. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement sinueux. Cu1 fortement arqué, avec cu-an presque droit et un début de transverse vers M2. 3A mince, net, bisinué.

118. — Genre EXOSOMA JACOBY.

Genre de l'ancien monde, surtout éthiopien. Nous décrivons ici l'aile d'*Exosoma collaris* HUMMEL, du Caucase (Pl. XXXI, fig. 19) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm sinué, peu net. M1 bisinué. M2 incurvé, avant la branche distale. Cu1 sinué, avec cu-an droit. 3A peu net.

119. — Genre MALACORRHINUS JACOBY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Malacorrhinus foveipennis* JACOBY, de Panama (Pl. XXX, fig. 15) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), peu chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net. Distales effacées. M1 en accent circonflexe. Cu1 arqué, avec cu-an légèrement incurvé. 3A mince, peu net, incurvé.

120. — Genre SESSELIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons ici l'aile de *Sesselia flavicincta* JACOBY ab *aeneipennis* LABOISSIÈRE, du Congo belge (Pl. XXXII, fig. 5) :

Aile très petite (4,5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net. M1 bisinué. M2 légèrement incurvé, avant la branche distale. Su1 légèrement incurvé, avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A peu net.

121. — Genre NEOBROTICA JACOBY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Neobrotica sexplagiata* JACOBY, sur un spécimen de Bahia (Brésil) :

Aile petite (5 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm et M1a assez nets. M1 bisinué. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A mince, presque droit.

122. — Genre PYESIA CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Pyesia laticornis* GERMAR, du Brésil (Pl. XXVIII, fig. 14) :

Aile moyenne (10,5 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm net, bisinué, sans traces de M1a. M1 légèrement bisinué. Cu1 fortement sinué, avec cu-an droit. 3A large, peu net.

123. — Genre SCHEMATIZA GUÉRIN.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Schematiza axillaris* GUÉRIN, de Guyane française (Pl. XXXII, fig. 4) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm très net, bisinué, sans traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an droit. 3A sinué.

124. — Genre ELYCES JACOBY.

Genre centre-américain. Nous décrivons l'aile d'*Elyces quadrimaculatus* JACOBY, de Panama :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. M1 bisinué. Cu1 fortement sinué, avec cu-an droit. 3A peu net.

125. — Genre METACYCLA BALY.

Genre néotropical, renfermant des individus aptères ou microptères, à élytres très courts, mais à métathorax normal. Nous avons plus spécialement étudié *Metacycla insolita* LECONTE, de Basse-Californie, espèce microptère (Pl. XXXII, fig. 10) :

Rudiment alaire de 1,5 × 0,75 mm, lobiforme, avec des vestiges des costales, radiales, médianes et même anales.

Une espèce est macroptère, *Metacycla marginata* CHAPUIS, du Guatémala. Voici la description de l'aile de cette espèce (Pl. XXXII, fig. 12) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an presque droit. 3A peu net, à peine sinué. Cette aile ne montre aucune tendance à la réduction.

126. — Genre CHTHONEIS BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chthoneis suturalis* DUVIVIER, du Brésil (Pl. XXVIII, fig. 12) :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net, incurvé. M1 faiblement sinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 3A mince, presque droit.

127. — Genre TRACHYSCELIDA HORN.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Trachyscelida robusta* JACOBY, sur un spécimen de Bahia (Brésil).

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm fortement coudé. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 1A bisinué distalement. 3A mince, bisinué.

128. — SCELOLYPERUS CROTCH.

Genre surtout néotropical. Nous décrivons ici l'aile de *Scelolyperus elegans* CHAPUIS, du Guatémala (Pl. XXX, fig. 1) :

Aile assez grande (15 × 5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. M1 bisinué également. Cu1 incurvé, avec cu-an droit, court et un début de transverse vers M2. 1A fortement sinué à l'apex. 3A bisinué.

129. — Genre PHYLLECTHRUS LECONTE.

Genre américain. Nous décrivons l'aile de *Phyllecthrus dorsalis* OLIVIER, des U.S.A. (Pl. XXXII, fig. 6) :

Aile petite (7 × 2,25 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm presque invisible. M1 bisinué. M2 incurvé avant sa branche distale. Cu1 sinué, avec cu-an droit, Cu1 et cu-an peu nets. 3A bisinué, peu net.

130. — Genre LUPERODES MOTSCHULSKY.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Luperodes discrepans* BALY, du Japon (Pl. XXXI, fig. 6) :

Aile petite (7,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm peu net. M1 en accent circonflexe. Cu1 sinué, avec cu-an droit. 3A sinué.

131. — Genre LUPEROSOSIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Luperososia suturalis* LABOISSIÈRE, du Kivu (Pl. XXXIII, fig. 10) :

Aile très petite (4 × 1,25 mm), peu chitinisée. rt lenticulaire. rm sinué, peu net. M1 en accent circonflexe, peu chitinisé. Cu1 incurvé légèrement, peu net avant cu-an, qui est droit et court. 2A peu net, presque disparu. 3A peu net.

132. — Genre PARALUPERODES OGLOBLIN.

Genre plus ou moins ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Paraluperodes quaternus* FAIRMAIRE, sur un spécimen de Stanleyville (Congo belge) :

Aile très petite (4,5 × 1,25 mm), très faiblement chitinisée. rt lenticulaire. rm pratiquement disparu, ainsi que les branches distales et M1. Cu1 et cu-an disparus complètement. 1A peu net avec 2A et 3A pratiquement disparus.

133. — Genre LUPERUS GEOFFROY.

Important genre ubiquiste, divisé en sous-genres. Nous étudions deux espèces :

Luperus (Calomicrus) altaicus MANNERHEIM.

Espèce de l'Altaï (Pl. XXXI, fig. 5) :

Aile petite (7 × 2,25 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net. M1 en accent circonflexe, peu net. Cu1 incurvé, avec cu-an en prolongement. 1A presque droit distalement. 3A peu sinueux.

Luperus (s. str.) **longicornis** FABRICIUS var. **diniensis** BELLIER.

Nous décrivons l'aile d'un spécimen des Alpes-Maritimes (France) : Aile très petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt trapézoïdal. rm presque disparu. M1 peu net. Cu1 sinué, avec cu-an droit. Toutes les nervures du système cubito-anal peu nettes et effacées.

134. — Genre HESPEROMORPHA OGLOBLIN.

Genre de l'Extrême-Orient. Nous décrivons l'aile d'*Hesperomorpha hirsuta* JACOBY, sur un spécimen chinois (Chang-Yang) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), moyennement chitinisée. rt ovalaire. rm peu net. M1 nettement bisinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

135. — Genre MIMASTRA BALY.

Genre indo-malais, divisé en deux sous-genres, que nous étudions successivement :

Mimastra (s. str.) **cyanura** HOPE.

Espèce des Indes (Pl. XXIX, fig. 5) :

Aile moyenne (10,5 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, assez net. M1 bisinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 3A peu net.

Mimastra (Trichomimastra) pectoralis LABOISSIÈRE.

Espèce tonkinoise : Aile très petite (4 × 1,25 mm), moyennement chitinisée. rt lenticulaire. rm pratiquement disparu. M1 en accent circonflexe, mais très curieusement relevé vers Rs. Cu1 arqué avec cu-an en prolongement. an1 très court. 3A sensiblement droit.

136. — Genre DIMALIANELLA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Dimalianella kolleri* LABOISSIÈRE, de Lubuta (Congo belge) :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire, aplati. rm coudé, assez peu net. M1 bisinué. Cu1 sinué, avec cu-an en prolongement. 3A peu net.

137. — Genre HAPLOSOMOIDES DUVIVIER.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Haplosomoides unicolor* ILLIGER, sur un spécimen de Java (Pl. XXXIV, fig. 5) :

Aile petite (9 × 3,5 mm), peu chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, presque invisible. Distales peu nettes. M1 légèrement sinué. Cu1 fortement arqué, avec cu-an en prolongement. 3A peu net.

138. — Genre CNEORANE BALY.

Genre plus ou moins ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Cneorane fulvicollis* BALY, des Indes (Pl. XXX, fig. 5) :

Aile moyenne (11,5 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm net, bisinué. M1 bisinué. Cu1 légèrement incurvé, peu net avant cu-an, qui est droit. 1A bisinué distalement. 3A mince, bisinué.

139. — Genre PARIDEA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Paridea approximata* DUVIVIER, du Bengale (Pl. XXXIII, fig. 12) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement coudé, net. M1 bisinué. Cu1 sinnué, avec cu-an droit. 3A peu net, sinué.

140. — Genre LIROËTIS WEISE.

Genre de l'Extrême-Orient. Nous décrivons l'aile de *Liroëtis aeneipennis* WEISE, de Chine (Chang-Yang) (Pl. XXXIII, fig. 6) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm en diagonale, à peine incurvé, sans traces de M1a. M1 fortement bisinué. Cu1 et cu-an légèrement incurvés. 3A peu net.

141. — Genre EULIROËTIS OGLOBLIN.

Genre de l'Extrême-Orient, voisin du précédent. Nous décrivons l'aile d'*Euliroëtis lamegi* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXXI, fig. 8) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an court, droit.

142. — Genre PSEUDOLIROËTIS LABOISSIÈRE.

Genre de l'Extrême-Orient. Nous décrivons l'aile de *Pseudoliroëtis fulvipennis* JACOBY, de Chine (Pl. XXVIII, fig. 13) :

Aile moyenne (15 × 5 mm), très chitinisée. rt subtriangulaire. rm fortement coudé, avec M1a net. M1 fortement bisinué. Cu1 arqué, avec cu-an droit. 3A mince, net, bisinué.

143. — Genre LEPTARTHRA BALY.

Genre de la région indienne. Nous décrivons ici l'aile de *Leptarthra abdominalis* BALY, sur un spécimen de Kursoong (Indes) (Pl. XXX, fig. 6) :

Aile moyenne (14 × 4 mm), très chitinisée. rt trapézoïdal. rm fortement bisinué, avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 sinué, avec cu-an droit, en diagonale. 3A net, bisinué, élargi à la base.

144. — Genre CAPULA JACOBSON.

Genre monospécifique du Thibet oriental (4.000 m), qui s'apparente plus avec les *Chrysomelidae* qu'avec les *Galerucidae*. Chez l'unique espèce connue, *Capula metallica* JACOBSON, les élytres ne laissent à découvert que le dernier segment abdominal et les ailes sont absentes.

145. — Genre MERISTOIDES LABOISSIÈRE.

Genre de la région chinoise. Nous décrivons ici l'aile de *Meristoides oberthüri* JACOBY, du Thibet (Pl. XXXIII, fig. 1) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué, net partiellement, avec M1 net. M1 sinué légèrement, aminci à la base. Cu1 légèrement sinué, avec un début de transverse cu-an peu net. Les autres nervures classiques.

146. — Genre MORPHOSPHAERA BALY.

Genre surtout indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Morphosphaera japonica* HORNSTEDT, sur un spécimen de Nagasaki (Japon) (Pl. XXIX, fig. 9) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, net au milieu, sans traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 bisinué, avec cu-an droit et une transverse peu nette rejoignant M2. 3A net, mince, bisinué.

147. — Genre MILTINA CHAPUIS.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Miltina dilatata* CHAPUIS, sur un spécimen tonkinois (Pl. XXIX, fig. 7) :

Aile assez grande (16 × 6 mm), bien chitinisée. rt subtrapézoïdal. rm coudé, net, avec M1a net. M1 bisinué, aminci à la base. Cu1 incurvé, avec cu-an bisinué. 3A mince, allongé, bisinué.

148. — Genre AGELASTICA REDTENBACHER.

Genre holarctique. Nous décrivons l'aile d'*Agelastica alni* LINNÉ, sur un spécimen de Belgique (Pl. XXXIII, fig. 18) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 fortement bisinué avec cu-an droit. 1A presque droit distalement. 3A peu net.

149. — Genre SYNODITA CHAPUIS.

Genre de Nouvelle-Guinée et Australie. Nous décrivons l'aile de *Synodita borrei* CHAPUIS, sur un spécimen d'Australie (Pl. XXXI, fig. 4) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a très net. M1 en accent circonflexe. Cu1 très légèrement bisinué avec cu-an droit. 3A sinué, peu net.

150. — Genre PARAULACA BALY.

Genre de la Chine et du Japon. Nous décrivons l'aile de *Paraulaca angulicollis* MOTSCHULSKY, sur un spécimen japonais :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net. M1 bisinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit, en prolongement. 3A mince, bisinué.

151. — Genre MANDARELLA DUVIVIER.

Genre monospécifique. Nous décrivons l'aile de *Mandarella nagpurensis* DUVIVIER, du Bengale (Pl. XXXII, fig. 16) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt ovalaire. rm coudé, peu net, avec traces de M1a. M1 légèrement bisinué. Cu1 légèrement sinué, avec cu-an droit. 3A légèrement bisinué.

152. — Genre KANARELLA JACOBY.

Genre des Indes. Nous décrivons l'aile de *Kanarella unicolor* JACOBY, sur un spécimen tonkinois (Pl. XXXI, fig. 18) :

Aile petite (7 × 2 mm), très faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm, distale, pratiquement disparus. M1 légèrement bisinué. Cu1 fortement arqué, avec cu-an droit, court. 3A peu net, presque disparu.

153. — Genre PSEUDOIDES JACOBY.

Genre monospécifique de Birmanie. L'unique espèce, *Pseudoides bivittata* JACOBY, est aptère.

154. — Genre SUMATRASIA JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Sumatrasia unicolor* JACOBY, sur un spécimen de Java :

Aile petite (7,5 × 2,75 mm), très faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm et distales disparus. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement incurvé avant sa partie distale. Cu1 incurvé, avec cu-an droit, court. 3A pratiquement disparu.

155. — Genre XENODA BALY.

Genre malais, divisé en deux sous-genres. Nous les étudions successivement :

Xenoda (s. str.) **spinicornis** BALY.

Espèce de Sumatra : Aile petite (7 × 2,5 mm), très chitinisée. rt. triangulaire. rm légèrement sinué, sans traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 légèrement sinué, prolongé par cu-an. 1A parfaitement droit distalement. 3A bisinué.

Xenoda (Xenodella) basalis JACOBY.

Espèce de Sumatra : Aile très petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm peu net. M1 bisinué. Cu1 incurvé, avec cu-an en prolongement. 3A mince, presque droit.

156. — Genre SIKKIMIA DUVIVIER.

Genre indou. Nous décrivons l'aile de *Sikkimia antennata* DUVIVIER, du Sikkim :

Aile moyenne (11 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt sublosangique. rm coudé, partiellement net, sans traces de M1a. M1 en accent circonflexe. M2 bisinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 3A mince, presque droit.

157. — Genre CEROPHYSA CHEVROLAT.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Cerophysa splendens* DUVIVIER, de Ceylan (Pl. XXXI, fig. 13) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 incurvé, prolongé par cu-an. 3A peu net.

158. — Genre CEROPHYSELLA LABOISSIÈRE.

Genre de la région extrême-orientale. Nous décrivons l'aile de *Cerophysella tonkinensis* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXXIII, fig. 4) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 fortement sinué. Cu1 incurvé, avec cu-an très court, droit. 3A mince, presque droit.

159. — Genre CHOGANIA LABOISSIÈRE.

Genre monospécifique, du Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Chogania duporti* LABOISSIÈRE (Pl. XXXI, fig. 11) :

Aile très petite (5,5 × 1,5 mm), moyennement chitinisée. rt ovalaire. rm coudé, net partiellement, avec M1a net. M1 presque plan. M2 légèrement incurvé avant sa branche distale. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A peu net.

160. — Genre CNEORIDES JACOBY.

Genre monospécifique des Indes orientales. L'unique espèce *Cneorides flaviventris* JACOBY est aptère.

161. — Genre SEMACIANELLA LABOISSIÈRE.

Genre de la région indienne. Nous décrivons l'aile de *Semacianella coomani* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXXII, fig. 17) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire, aplati. rm coudé avec traces de M1a. M1 fortement sinué. Cu1 incurvé, avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

162. — Genre ARCASTES BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Arcastes biplagiata* BALY, sur un spécimen de Bornéo :

Aile petite (6 × 2 mm), fortement chitinisée. rt lenticulaire, aplati. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement incurvé avant la partie apicale. Cu1 légèrement bisinué avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

163. — Genre ALOPENA BALY.

Genre monospécifique de la Nouvelle-Guinée. Nous décrivons l'aile d'*Alopena collaris* BALY :

Aile petite (7 × 2,25 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 fortement bisinué. Cu1 très légèrement incurvé, prolongé par cu-an droit, large. 3A mince, presque droit.

164. — Genre SARDA BALY.

Genre des îles Salomon, Nouvelles-Hébrides, etc. Nous décrivons l'aile de *Sarda tibialis* BRYANT, des îles Salomon :

Aile moyenne (10 × 4 mm), bien chitinisée. rt subcarré. rm bisinué, sans traces de M1a. M1 incurvé, à concavité tournée vers le haut. Cu1 à peine incurvé, avec cu-an net partiellement, droit. 1A incurvé à l'apex. 3A mince, bisinué. La nervation de cette espèce est très particulière.

165. — Genre CEROTOMA CHEVROLAT.

Genre américain, principalement néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cerotoma congener* BALY, de l'Amazone (Pl. XXXI, fig. 14) :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 légèrement sinué. Cu1 légèrement incurvé, avec cu-an presque droit, en diagonale. 1A fortement incurvé à l'apex. 3A peu net, incurvé.

166. — Genre SERMYLASSA REITTER.

Genre monospécifique paléarctique. Nous décrivons l'aile de *Sermylassa halensis* LINNÉ, sur un spécimen belge (Pl. XXXII, fig. 11) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net, avec traces de M1a. M1 bisinué légèrement. Cu1 incurvé avec cu-an droit, large. 3A bisinué.

167. — Genre AGELASA MOTSCHULSKY.

Genre extrême-oriental. Nous décrivons l'aile d'*Agelasa nigriceps* MOTSCHULSKY, du Japon (Pl. XXX, fig. 11) :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm peu net, avec traces de M1a. M1 bisinué, aminci à la base. Cu1 légèrement sinué, avec cu-an légèrement incurvé. 3A mince, bisinué.

168. — Genre GALERUCIDA MOTSCHULSKY.

Genre extrême-oriental et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Galerucida consociata* BALY, du Japon (Pl. XXX, fig. 8) :

Aile moyenne (11 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm peu net, avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 fortement sinué, avec cu-an légèrement incurvé.

169. — Genre EUSTHETHA BALY.

Genre extrême-oriental et indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Eusthetha seriata* FAIRMAIRE, sur un spécimen de Pékin (Pl. XXXIII, fig. 14) :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm presque invisible avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 presque droit prolongé par cu-an, qui est légèrement incurvé. 3A mince, légèrement bisinué.

170. — Genre SPHENORAIA CLARK.

Genre de la région indienne. Nous décrivons l'aile de *Sphenoraia bengalensis* LABOISSIÈRE, du Bengale (Pl. XXIX, fig. 6) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm peu net, bisinué, avec traces de M1a, M1 fortement bisinué. Cu1 légèrement incurvé, non relié à cu-an, cette dernière nervure peu apparente et dirigée vers M2. 3A peu net, légèrement bisinué.

171. — Genre SPHENORAIOIDES LABOISSIÈRE.

Genre de la région sino-tonkinoise. Nous décrivons l'aile de *Sphenoraioides duvivieri* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXX, fig. 13) :

Aile moyenne (12 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé, net partiellement avec traces de M1a. M1 fortement bisinué. Cu1 fortement bisinué, avec cu-an bisinué également. 3A mince, allongé, bisinué.

172. — Genre HYLASPES BALY.

Genre de la région indienne. Nous décrivons l'aile d'*Hylaspes longicornis* BALY, de l'Himalaya (Pl. XXIX, fig. 13) :

Aile moyenne (15 × 5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec M1a assez net. M1 fortement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit, en diagonale. 3A mince, bisinué.

173. — Genre HYLASPOIDES DUVIVIER.

Genre monospécifique du Sikkim. Nous décrivons l'aile d'*Hylaspoides magnifica* DUVIVIER (Pl. XXX, fig. 4) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé, net partiellement, avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an légèrement incurvé, large. 3A mince, bisinué.

174. — Genre DORYIDELLA Laboissière.

Genre monospécifique de Birmanie. Nous décrivons l'aile de *Doryidella pallida* Jacoby :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 fortement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an légèrement incurvé. 3A mince, bisinué.

175. — Genre DORYIDOMORPHA Laboissière.

Genre de Yunnan et Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Doryidomorpha pilifrons* Laboissière, du Tonkin (Pl. XXVIII, fig. 11) :

Aile moyenne (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 bisinué avec cu-an large, droit. 1A incurvé à l'apex. 3A mince, bisinué.

176. — Genre STETHIDEA Baly.

Genre de la région indienne. Nous décrivons l'aile de *Stethidea balyi* Duvivier, de Malacca (Pl. XXXI, fig. 15) :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 3A mince, bisinué.

177. — Genre ARTHROTUS Motschulsky.

Genre extrême-oriental et indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Arthrotus pumilus* Laboissière, du Tonkin (Pl. XXXII, fig. 14) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, avec M1a net. M1 légèrement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A bisinué.

178. — Genre DERCETIS Clark.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Dercetis abdominalis* Jacoby, sur un spécimen de Bornéo (Pl. XXXIV, fig. 6) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué, aminci à la base. Cu1 faiblement incurvé avec cu-an droit, en prolongement. 3A bisinué.

179. — Genre CYCLANTHIPHA Laboissière.

Genre du Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Cyclanthipha ulyssis* Laboissière (Pl. XXX, fig. 12) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 fortement bisinué avec cu-an large, faiblement incurvé. 3A mince, bisinué.

180. — Genre TAPHINA Duvivier.

Genre monospécifique, de Sumatra. Nous décrivons l'aile de *Taphina dimidiata* Duvivier, sur un spécimen de l'île Bodjo :

Aile petite (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé avec M1a net, incurvé. M1 fortement sinué en son milieu. Cu1 incurvé avec cu-an droit, court et une transverse nette partiellement, rejoignant M2. 3A mince, presque droit.

181. — Genre TAPHINELLA JACOBY.

Genre indo-australien principalement. Nous décrivons l'aile de *Taphinella cyanipennis* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXXI, fig. 9) :

Aile petite (5,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtrapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 presque droit. Cu1 légèrement bisinué avec cu-an court et un début de tranverse vers M2. 3A légèrement bisinué.

182. — Genre EMATHEA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Emathea aeneipennis* BALY, sur un spécimen de Java (Pl. XXXIV, fig. 7) :

Aile moyenne (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt subtrapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 fortement bisinué. M2 légèrement incurvé avant sa branche distale. Cu1 bisinué avec cu-an droit, exceptionnellement large. 3A légèrement bisinué.

183. — Genre SERMYLOIDES JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Sermyloides pallicornis* FABRICIUS, sur un spécimen de Sumatra (Pl. XXXII, fig. 24) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a assez net. M1 trisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A bisinué.

184. — Genre BAROMBIELLA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Barombiella ghesquierei* LABOISSIÈRE, du Congo belge (Pl. XXXII, fig. 13) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec M1a assez net. M1 fortement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an court, droit. 3A bisinué.

Barombiella (=*Luperodes*) *marginata* JACOBY, d'Afrique occidentale, présente une aile plus grande (7 × 2,5 mm). rt trapézoïdal. rm coudé. M1 très légèrement bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an court.

Barombiella metallica JACOBY, du Congo belge, a une aile petite (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt en triangle isocèle. rm coudé avec M1a net. M1 fortement bisinué. Cu1 légèrement bisinué avec cu-an droit.

185. — Genre HAPLOSONYX DUPONCHEL.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Haplosonyx semiflavus* WIEDEMANN (Pl. XXXII, fig. 7) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit, légèrement incurvé, en diagonale, relié faiblement à M2 par une transverse. 3A légèrement bisinué.

186. — Genre PSEUDAPLOSONYX DUVIVIER.

Genre des îles de la Sonde. Nous décrivons l'aile de *Pseudaplosonyx coeruleipennis* DUVIVIER, de Sumatra (Pl. XXXIII, fig. 15) :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'extrémité. rt trapézoïdal. rm coudé, peu net, avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 arqué avec cu-an incurvé et une transverse atteignant presque M2. 3A bisinué, mince, peu net.

187. — Genre SPITIELLA LABOISSIÈRE.

Genre monospécifique des Indes orientales. Nous décrivons l'aile de *Spitiella auriculata* LABOISSIÈRE (Pl. XXX, fig. 7) :

Aile assez grande (15 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec M1a assez net. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an incurvé. 3A mince, peu net, bisinué.

188. — Genre TRICHOSEPHARIA LABOISSIÈRE.

Genre du Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Trichosepharia pubescens* LABOISSIÈRE :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal, rm bisinué avec M1a assez net. M1 en accent circonflexe. Cu1 légèrement incurvé avec cu-an en prolongement, légèrement bisinué. 1A, 2A et an1 fortement sinués. 3A incurvé.

189. — Genre CARITHECA BALY.

Genre des îles de la Sonde. Nous décrivons l'aile de *Caritheca quadripustulata* BALY, de Sumatra (Pl. XXXIII, fig. 16) :

Aile moyenne (10 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net, incurvé. M1 trisinué, aminci à la base. Cu1 légèrement incurvé avec cu-an droit, interrompu en son milieu et des traces d'une transverse vers M2. 3A bisinué.

190. — Genre NEOLEPTA JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Neolepta biplagiata* JACOBY, sur un spécimen de Java (Pl. XXXII, fig. 25) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 en accent circonflexe, très aminci dans sa partie basale. Cu1 bisinué avec cu-an court, droit. 3A mince, incurvé.

191. — Genre EUMELEPTA JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Eumelepta clypeata* JACOBY, de Mandar (Pl. XXX, fig. 14) :

Aile très petite (3,5 × 1 mm), bien chitinisée. rt losangique. rm bisinué, peu net. M1 légèrement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an, court et un début de transverse vers M2. 3A incurvé.

192. — Genre SEPHARIA FAIRMAIRE.

Genre de la Chine et du Cachemire. Nous décrivons l'aile de *Sepharia frontalis* JACOBY, du Cachemire (Pl. XXXIII, fig. 8) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A bisinué.

193. — Genre PROËGMENA WEISE.

Genre de la région sino-indienne. Nous décrivons l'aile de *Proëgmena indica* DUVIVIER, de Kursoong (Pl. XXXIII, fig. 2) :

Aile assez grande (15 × 5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé, net partiellement, avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an en diagonale, presque droit. 3A mince, incurvé.

194. — Genre CYNORTA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Cynorta abdominalis* JACOBY, sur un exemplaire siamois :

Aile petite (7 × 2,5 mm), très chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 légèrement bisinué. M2 légèrement coudé vers les 2/3. Cu1 incurvé avec cu-an droit, court. 3A mince, presque droit.

195. — Genre CYNORITA LABOISSIÈRE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Cynorita nigrolimbata* JACOBY, du Tonkin (Pl. XXXII, fig. 9) :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm incurvé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an légèrement incurvé. 3A bisinué.

196. — Genre MINDANA ALLARD.

Genre des Philippines. Nous décrivons l'aile de *Mindana nigripes* ALLARD, de Mindanao (Pl. XXXIII, fig. 11) :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire, rm coudé avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 bisinué avec cu-an en prolongement. 3A presque droit.

197. — Genre MINDORINA LABOISSIÈRE.

Genre des Philippines. Nous décrivons l'aile de *Mindorina antennalis* LABOISSIÈRE, de Luzon (Pl. XXXII, fig. 19) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. M2 incurvé avant la partie apicale. Cu1 bisinué avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A incurvé.

L'aile de *Mindorina palpalis* LABOISSIÈRE, de Gusu (Philippines) (Pl. XXXIII, fig. 17), est très voisine de la précédente et la principale différence qui peut être notée est la diminution du début de transverse vers M2.

198. — Genre NANCITA ALLARD.

Genre monospécifique des Philippines. Nous décrivons l'aile de *Nancita alterna* ALLARD, de Pulobatu (Pl. XXXIV, fig. 8) :

Aile très petite (4 × 1,5 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec traces de M1a mais peu nettes. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. Système anal classique, mais peu net.

199. — Genre THEOPEA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Theopea impressa* FABRICIUS, sur un spécimen de Java (Pl. XXXII, fig. 28) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt. subtriangulaire. rm coudé avec M1a assez net. M1 bisinué. M2 sinué avant la partie apicale. Cu1 fortement incurvé avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 1A incurvé distalement. 3A presque droit, mince.

200. — Genre THEOPELLA LABOISSIÈRE.

Genre créé pour *Theopella bodjoensis* DUVIVIER, de l'île Bodjo (Pl. XXXIV, fig. 9) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt sublosangique. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 bisinué fortement, avec cu-an droit.

201. — Genre HYPHAENIA BALY.

Genre de la région indienne. Nous décrivons l'aile d'*Hyphaenia cyanescens* LABOISSIÈRE, du Tonkin (Pl. XXXV, fig. 9) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm incurvé avec traces de M1a. M1 sinué légèrement. M2 incurvé avant la partie distale. Cu1 bisinué avec cu-an en prolongement. 3A légèrement bisinué, peu net.

202. — Genre XENARTHRA BALY.

Genre de Ceylan. Nous décrivons l'aile de *Xenarthra lewisi* JACOBY (Pl. XXXII, fig. 8) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an en prolongement. 3A bisinué.

203. — Genre TRICHOBALYA WEISE.

Genre de la région du Sud-Est asiatique. Nous décrivons l'aile de *Trichobalya tonkinensis* LABOISSIÈRE, du Tonkin :

Aile petite (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm incurvé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an en prolongement. 3A bisinué.

204. — Genre STROBIDERUS JACOBY.

Genre éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Strobiderus aequatorialis* ALLARD, sur un spécimen du Congo belge :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, sans traces de M1a. M1 à peine incurvé. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A légèrement bisinué.

205. — Genre MACRIMA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Macrima armata* BALY, de Kursoong. D'après LABOISSIÈRE, cette espèce appartiendrait, peut-être, au genre *Fleutiauxia* LABOISSIÈRE :

Aile petite (11 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement incurvé avant la partie apicale. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A mince, court, bisinué.

206. — Genre NADRANA BALY.

Petit genre malais. Nous décrivons l'aile de *Nadrana pallidicornis* BALY, de Tringanee :

Aile petite (11 × 3,75 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, avec M1a assez net. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an droit et des traces d'une transverse vers M2. 3A fortement arqué.

207. — Genre METRIOIDEA FAIRMAIRE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Metrioidea apicalis* JACOBY, de Sumatra :

Aile moyenne (11 × 4 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm pratiquement disparu. M1 bisinué. M2 incurvé avant la partie apicale. Cu1 bisinué avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A légèrement bisinué.

208. — Genre THAUMACERA THUNBERG.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Thaumacera fulvicollis* JACOBY, de Java :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 légèrement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A fortement arqué.

209. — Genre PLATYXANTHA BALY.

Genre divisé en trois sous-genres. Nous étudions successivement le sous-genre *Platyxantha* de la région éthiopienne et indomalaise et le sous-genre *Haplotes* surtout éthiopien.

Platyxantha (s. str.) **konbirensis** WEISE.

Espèce de Konbir :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée, assombrie à l'extrémité. rt lenticulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit.

Platyxantha (Haplotes) carinata WEISE.

Espèce du Ruwenzori :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 3A légèrement bisinué.

210. — Genre PLATYXANTHOIDES LABOISSIÈRE.

Genre monospécifique du Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Platyxanthoides variceps* LABOISSIÈRE :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A pratiquement disparu.

211. — Genre FLEUTIAUXIA LABOISSIÈRE.

Genre de l'Extrême-Orient. Nous décrivons l'aile de *Fleutiauxia armata* BALY, du Japon :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé, peu net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit.

212. — Genre DUVIVIERIA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Duvivieria africana* DUVIVIER, sur un spécimen du Congo belge :

Aile petite (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 légèrement bisinué. Cu1 bisnué avec cu-an droit.

213. — Genre ACROXENA BALY.

Genre des Indes orientales. Nous décrivons l'aile d'*Acroxena paradoxa* LABOISSIÈRE, du Tonkin :

Aile moyenne (12,5 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm incurvé, peu net. M1 légèrement bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 3A bisinué.

214. — Genre PALPOXENA BALY.

Genre éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Palpoxena divisa* JACOBY, du Kuilu :

Aile petite (10 × 3 mm), très chitinisée. rt lenticulaire allongé. rm fortement coudé. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A pratiquement droit.

Palpoxena ugandensis LABOISSIÈRE, de l'Uganda, a une aile plus petite (8 × 3 mm), très chitinisée, à nervation presque identique à la précédente. *Palpoxena laeta* BALY, de Bornéo, a une aile de 10 × 3 mm, très chitinisée à nervation très voisine des deux précédentes.

215. — Genre DIAPHAENIDEA LABOISSIÈRE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Diaphaenidea cavifrons* DUVIVIER, des Philippines :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 1A incurvé à l'apex. 3A mince, presque droit.

216. — Genre MICRAENIDEA LABOISSIÈRE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Micraenidea coomani* LABOISSIÈRE, du Tonkin :

Aile petite (4 × 1,75 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an en prolongement. 3A légèrement bisinué.

217. — Genre PARAENIDEA LABOISSIÈRE.

Genre du Tonkin et Yunnan. Nous décrivons l'aile de *Paraenidea azurea* LABOISSIÈRE var. *hoabinhia* LABOISSIÈRE, du Tonkin :

Aile petite (8,5 × 2,75 mm), très chitinisée. rt lenticulaire, incurvé. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 bisinué, avec cu-an à peine incurvé. 3A mince, peu net, presque droit.

218. — Genre KANAHIIPHAGA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Kanahiiphaga costulata* LABOISSIÈE, du Nyassaland :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 et cu-an incurvés légèrement. 3A mince, presque droit.

Kanahiiphaga aeneipennis LABOISSIÈRE, du Sénégal, présente une aile un peu plus petite (7 × 2 mm), assez chitinisée, très voisine de la précédente. M2 légèrement incurvé avant la partie apicale. Cu1 plus incurvé. Cu-an plus court et début de transverse vers M2 plus longue.

219. — Genre BRACHYPHORA JACOBY.

Genre chinois. Nous décrivons l'aile de *Brachyphora nigrovittata* JACOBY :

Aile très petite (5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net, coudé à angle droit avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an court et un début de transverse vers M2. 3A mince, court, à peine sinué.

220. — Genre EULUPERUS WEISE.

Genre de l'Europe méridionale et du Caucase. Nous décrivons l'aile d'*Euluperus cyaneus* JOANNIS, sur un spécimen de Morée :

Aile très petite (5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt trapézoïdal rm bisinué, peu net. Distales peu nettes également. M1 en accent circonflexe. Cu1 légèrement bisinué avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A presque droit.

221. — Genre STENOPLATYS BALY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Stenoplatys clorindae* JOLIVET, du Congo belge :

Aile moyenne (14 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 légèrement bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A mince, peu net, fortement bisinué. *Stenoplatys picea* FABRICIUS présente une aile voisine (14 × 4,5 mm), bien chitinisée. La nervation en est quasi identique (Pl. XXXII, fig. 22).

222. — Genre OOTHECA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Ootheca mutabilis* SAHLBERG, du Congo belge :

Aile petite (7,5 × 3 mm), bien chitinisée, assombrie à l'apex. rt triangulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an légèrement incurvé. 3A peu net, fortement bisinué.

223. — Genre XENARTHRACELLA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien, monospécifique. Nous décrivons l'aile de *Xenarthracella sylvatica* LABOISSIÈRE, s. str., du Congo belge :

Aile petite (7 × 2,5 mm), faiblement chitinisée. rt subtrapézoïal. rm fortement bisinué sans traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 incurvé prolongé par cu-an, sans traces de m-cu. 3A mince, légèrement bisinué.

224. — Genre HUILLANIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Huillania viridis* WEISE, du Congo belge :

Aile petite (7,5 × 2,75 mm), fortement chitinisée. rt sublosangique. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 sinué avec cu-an légèrement incurvé et un début de transverse vers M2. 3A mince, presque droit.

225. — Genre ESCOURTIANA JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Escourtiana litura* GERSTAECKER, sur un spécimen du Congo belge :

Aile très petite (3 × 1 mm), faiblement chitinisée. rt subtriangulaire. Traces de rm. M1 trisinué. M2 incurvé avant la partie apicale. Cu1 légèrement sinué, avec cu-an court. 3A légèrement sinué.

226. — Genre AULAMORPHUS JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Aulomarphus punctatus* LABOISSIÈRE, du Congo belge :

Aile petite (7,5 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A mince bisinué.

Aulamorphus decoratus LABOISSIÈRE, du Ruanda, présente une aile à nervation voisine de la précédente. Dimensions : 8 × 2,5 mm.

227. — Genre ASBECESTA HAROLD.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Asbecesta capensis* ALLARD, sur un spécimen de Rhodésie :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé à angles droits avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit, large. 3A mince, peu net, à peine sinué.

228. — Genre PARASBECESTA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Parasbecesta ituriensis* WEISE, du Congo belge :

Aile très petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement coudé, peu net. M1 bisinué. Cu1 bisinué, avec cu-an droit. 3A à peine sinué.

229. — Genre ERGANA Chapuis.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Ergana chapuisi* Jacoby, du Congo belge :

Aile très petite (5 × 1,5 mm), très faiblement chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net. M1 bisinué. M2 incurvé avant la partie distale. Cu1 et cu-an incurvés. 3A peu net, bisinué.

230. — Genre CHAPUISIA Duvivier.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Chapuisia usambarica* Weise, du Congo belge :

Aile petite (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, sans traces de M1a. M1 bisinué. M2 légèrement incurvé avant la distale. Cu1 bisinué avec cu-an incurvé. 3A peu net, bisinué.

231. — Genre PSEUDOCRANIA Weise.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Pseudocrania foveolata* Karsch, de Guinée :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé. M1 bisinué. Cu1 bisinué, avec cu-an presque droit. 3A mince, bisinué. *Pseudocrania basalis* Jacoby, d'Abyssinie, a une aile petite (6 × 2 mm), moyennement chitinisée. rt subtriangulaire. rm légèrement coudé avec traces de M1a. Le reste de la nervation, comme précédemment.

232. — Genre MONOCIDA Jacoby.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Monocida inornata* Jacoby, du Natal :

Aile petite (6 × 2 mm), moyennement chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, peu net. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement incurvé avant la partie distale. Cu1 bisinué, prolongé par cu-an. 3A presque droit.

233. — Genre MICROEXOSOMA Laboissière.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Microexosoma capensis* Laboissière, du Cap :

Aile très petite (3,75 × 1 mm), très faiblement chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net. M1 bisinué. Cu1 bisinué avec cu-an légèrement incurvé.

234. — Genre ERGANOIDES Jacoby.

Genre de la région sino-indienne. Nous décrivons l'aile d'*Erganoides pectoralis* Laboissière, du Tonkin :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 trisinué. Cu1 bisinué, avec cu-an incurvé et un début de transverse vers M2. 3A mince, bisinué.

235. — Genre EUSTENA Baly.

Genre indien. Nous décrivons l'aile d'*Eustena pretiosa* Baly, de Sikkim :

Aile petite (8 × 2,75 mm), assez chitinisée. rt subcarré. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 presque droit, avec cu-an droit. 3A légèrement bisinué.

236. — Genre MONOLEPTA Erichson.

Genre qui renferme plusieurs centaines d'espèces ailées, répandues dans les régions tropicales du nouveau et de l'ancien monde. Deux espèces paléarctiques sont microptères.

Monolepta erythrocephala Olivier.

Nous étudions des individus de France méridionale. Espèce microptère. Rudiments alaires de taille et de forme très variables suivant la provenance. Les plus petits rudiments, toujours symétriques (Pl. XXXI, fig. 12), mesurent 0,5 × 0,25 mm. On y distingue cependant les vestiges des nervures radiales et (?) anales. De plus grands rudiments, symétriques également, mesurent 1,5 × 0,75 mm. Ils ont une forme triangulaire. On y distingue très nettement les vestiges des costales, radiale, la médiane en entier, quoique en raccourci, et des vestiges bien nets du système cubito-anal (Pl. XXXVI, fig. 19).

Monolepta angustata Weise.

Espèce du Turkestan, microptère comme la précédente. Chez ces deux espèces la forme du métasternum ne diffère pas de celle des autres *Monolepta*.

Monolepta flavocincta Hope.

Nous décrivons un spécimen de Siam : Aile petite (8 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A incurvé.

Monolepta apicicornis Thomson.

Nous décrivons un spécimen de Guinée : Aile petite (8 × 2,75 mm), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt sublosangique. rm bisinué, peu net. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement coudé vers les 2/3. Cu1 bisinué avec cu-an droit. 3A fortement arqué.

Monolepta ludicra Weise.

Nous décrivons un spécimen du Congo belge :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. 3A arqué.

237. — Genre MONOLEPTOCRANIA Laboissière.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Monoleptocrania foveata* Olivier, du Gabon :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 en accent circonflexe. 3A légèrement arqué.

238. — Genre CANDEZEA Chapuis.

Genre intertropical. Nous décrivons l'aile de *Candezea semiviolacea* Fauvel, de Nouvelle-Calédonie (Pl. XXXI, fig. 17) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), très chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. M2 légèrement incurvé avant la partie apicale. Cu1 fortement bisinué avec cu-an droit, peu net, en diagonale. 1A sinueux distalement. 3A incurvé.

Candezea basalis Harold.

Nous décrivons un spécimen du Congo belge de *Candezea basalis* Harold :

Ailes petites (7 × 2,5 mm), peu chitinisée. rt subtriangulaire. M1a net. Le reste de la nervation très voisin de la précédente.

239. — Genre DESBORDESIUS LABOISSIÈRE.

Genre du Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Desbordesius laevigatus* LABOISSIÈRE :

Aile très petite (3,5 × 1 mm), peu chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe, peu net. 3A incurvé.

240. — Genre MICREPITRIX LABOISSIÈRE.

Genre du Tonkin. Nous décrivons l'aile de *Micrepitrix coomani* LABOISSIÈRE (Pl. XXXI, fig. 7) :

Aile minuscule (2 × 0,75 mm), transparente. Traces des costo-radiales, de M2, de Cu1, de 1A. Le reste pratiquement disparu.

241. — Genre EXOSOMORPHA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Exosomorpha suturalis* ALLARD, d'Afrique méridionale :

Aile petite (8,5 × 3 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A légèrement sinué.

242. — Genre CANDEZOIDES DUVIVIER.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Candezoides quatuordecimnotata* FAIRMAIRE :

Aile petite (8 × 3 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, peu net, avec M1a. M1 en accent circonflexe. 3A légèrement bisinué.

243. — Genre CHIMPORIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Chimporia monardi* LABOISSIÈRE, du Congo belge (Lulua-Kapanga) :

Aile petite (7,5 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 en accent circonflexe, mais interrompu en son milieu. 3A incurvé, doublé d'un cercle hyalin entouré de chitinisation brune.

244. — Genre ADIALYA FAIRMAIRE.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile d'*Adialyta aurantiaca* FAIRMAIRE, d'Ankarahitra :

Aile moyenne (12,5 × 4 mm), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt sublosangique. rm coudé. M1 bisinué. Cu1 incurvé avec cu-an droit, large. 3A bisinué.

245. — Genre CHORINA BALY.

Genre de l'Amazonie. Nous décrivons l'aile de *Chorina cincta* CLARK :

Aile moyenne (14 × 4,75 mm), très chitinisée. rembrunie distalement. rt triangulaire. rm bisinué, avec traces de M1a. M1 légèrement sinué. Cu1 bisinué avec cu-an droit et une transverse m-cu incurvée. 3A bisinué.

246. — Genre NEORUPILIA BLACKBURN.

Genre australien, aptère.

247. — Genre MARSEULIA JOANNIS.

Genre monospécifique d'Asie Mineure, aptère également.

248. — Genre NYCTIPHANTUS SEMENOW.

Genre du Turkestan et des provinces transcaspiennes, aptère également.

249. — Genre GEINA JACOBSON.

Genre du Thibet oriental (4.000 m), aptère. Les élytres ne recouvrent, même pas, chez cette espèce, le premier segment abdominal. Ce genre est voisin de *Nyctiphantus*.

250. — Genre PARAGEINA LABOISSIÈRE.

Genre de l'Inde méridionale, aptère. Les élytres ne recouvrent que le le premier segment abdominal et sont dépourvus d'épipleures.

251. — Genre THEONE GISTL (=LEPTOSONYX WEISE).

Genre du Caucase et de la Sibérie. Nous décrivons l'aile de *Theone silphoides* DALMAN, de Sibérie :

Aile petite (8 × 2,5 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 bisinué également. Distales peu nettes. Cu1 incurvé avec cu-an droit. 3A presque droit. Un individu de la même espèce, d'une autre provenance, présente des différences dans la forme de M1 (en accent circonflexe). Cu1 et cu-an y sont presque disparus.

252. — Genre PALLASIOLA JACOBSON.

Genre de Sibérie-Mongolie. Nous décrivons l'aile de *Pallasiola absinthii* PALLAS (Pl. XXXIII, fig. 5) :

Aile petite (6 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt exceptionnellement ouvert, sans traces de r. rm bisinué, presque disparu. Partie basale de M1 disparue. Distales peu nettes. Cu_1 légèrement incurvé, avec cu-an droit. 3A bisinué.

253. — Genre BELARIMA REITTER.

Genre monospécifique d'Algérie, aptère. Ses élytres sont développés et ne laissent à découvert que le dernier segment abdominal.

254. — Genre RUDOLPHIA JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Rudolphia nigrosuturalis* JACOBY, du Congo belge :

Aile très petite (3,5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 bisinué également. Cu1 fortement incurvé, avec un début de transverse vers M2. 3A presque droit.

255. — Genre MONOXIA LECONTE.

Genre nord- et centre-américain. Nous décrivons l'aile de *Monoxia puncticollis* SAY, des U.S.A. :

Aile petite (8 × 2,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm pratiquement disparu. M1 bisinué. Cu1 légèrement incurvé, avec une transverse n'atteignant pas M2, et cu-an droit. 3A légèrement incurvé.

256. — Genre GASTRIDA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Gastrida abdominalis* CHAPUIS, sur un spécimen du Congo belge :

Aile petite (6 × 2 mm), moyennement chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué, peu net. M1 bisinué. Cu1 bisinué, prolongé par cu-an, légèrement incurvé. 3A bisinué.

257. — Genre APOPHYLIA DUPONCHEL.

Genre éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Apophylia viridis* JACOBY, sur un spécimen de Sumatra :

Aile petite (8 × 2,75 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. M1 bisinué légèrement. M2 incurvé avant la partie distale. Cu1 bisinué avec cu-an droit, en diagonale. 1A régulièrement bisinué. 3A légèrement sinué.

258. — Genre PSEUDAPOPHYLIA JACOBY.

Genre d'Afrique méridionale. Nous décrivons l'aile de *Pseudapophylia smaragdipennis* JACOBY, du Cap :

Aile petite (6 × 2 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 bisinué également. 3A incurvé légèrement.

259. — Genre BECQUAERTINIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Becquaertinia nodicornis* LABOISSIÈRE, du Kapanga (Congo belge) :

Aile petite (7 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm à peine bisinué, peu net. M1 légèrement bisinué. Cu1 fortement incurvé, prolongé par cu-an. 1A incurvé à l'apex. 3A bisinué.

260. — Genre PALAEOPHYLIA JACOBY.

Genre d'Afrique du Sud. Nous décrivons l'aile de *Palaeophylia borrei* ALLARD :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm et M1 bisinué. cu-an légèrement incurvé. 3A bisinué.

En addition aux genres précédents nous plaçons ici deux genres dont nous indiquerons la véritable position systématique.

261. — Genre CONCHOCERA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien, voisin d'*Orthoxioides* LABOISSIÈRE. Nous décrivons l'aile de *Conchocera heterocera* GESTRO, d'Abyssinie :

Aile petite (11 × 3,5 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 légèrement sinué. Cu1 allongé, droit, avec cu-an droit. 1A droit également dans sa partie distale. 3A peu net.

262. — Genre ROHANIA LABOISSIÈRE.

Genre éthiopien voisin de *Galeruca*. Nous décrivons l'aile de *Rohania ruwenzorica* WEISE, du Congo belge :

Aile moyenne (11 × 3,5 mm), très chitinisée. rt lenticulaire, incurvé. rm incurvé avec M1a net. M1 légèrement sinué. M2 légèrement sinué avant la partie apicale. Cu1 bisinué, prolongé par cu-an. 3A légèrement bisinué.

263. — Genre COELIGETHES JACOBY.

Genre de la région malaise. Nous décrivons l'aile de *Coeligethes robustus* ALLARD, des Philippines :

Aile moyenne (14 × 4,75 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt trapézoïdal. rm bisinué, peu net. M1 bisinué. M2 incurvé avant l'apex. Cu1 et cu-an légèrement incurvés avec, à leur point de jonction, une faible transverse atteignant presque M2. 3A élargi à la base, presque droit.

CONCLUSIONS SUR LES *GALERUCIDAE*.

Les Galérucides ont une nervation alaire du type chrysomélide, très constante, avec Cu1 bien développé. Les microptères, ou les aptères, sont plutôt l'exception. Les brachyptères sont pratiquement inexistants. Nous pouvons diviser les Galérucides de la façon suivante :

1. Macroptères. — Ils représentent l'immense majorité des genres et des espèces. Les ailes sont, en général, bien chitinisées. Cu1 est toujours présent et bien développé. M1 disparaît quelquefois mais est souvent présent. rm est presque toujours présent, soit bisinué, soit coudé. Il rejoint quelquefois l'extrémité de RS, un peu à la façon des *Syneta*. Il n'y a jamais de tache médio-cubitale, vraie ou fausse. Il y a fusion permanente des anales au-delà de an1, contrairement aux *Chrysomelidae* moins évolués. cu-an est constant, au moins à l'état vestigial; cependant, sa disparition a pu être notée chez *Mombasica* et *Meristoides*.

La nervation des Galérucides est peu variable. Les différences spécifiques sont très faibles, mais il y en a, même des différences individuelles. On sait que les différences génériques sont importantes dans les groupes primitifs, jusqu'aux *Chrysomelidae* inclus. A partir des *Galerucidae*, les différences génériques sont faibles. On nous objectera qu'il n'était donc pas nécessaire de décrire tous les genres de *Galerucidae*. A cela nous répondrons que nous avons tenté de mettre en évidence toutes les différences, si petites soient-elles, que même les analogies sont intéressantes à mentionner et à figurer. D'autre part, nous avons voulu réunir une documentation iconographique et bibliographique unique et quasi complète de la grande majorité des genres actuellement connus.

2. Brachyptères. — Quelques rares espèces peuvent être qualifiées de subbrachyptères (*Ruwenzoria viridis*, par exemple), d'autres de brachyptères (certains spécimens nordiques de *Galeruca tanaceti* où le métasternum s'atrophie également). Le phénomène est rarissime chez les Galérucides.

3. Microptères. — Certains genres possèdent des espèèces microptères, c'est-à-dire à rudiment alaire très petit, contenant ou non des vestiges de nervures. Citons les genres *Oidomorpha*, *Mahutia*, *Metacycla*, les deux espèces paléarctiques de *Monolepta*, etc. Chez ces dernières, la forme du métasternum ne diffère pas de celle des autres *Monolepta*.

4. Aptères. — Citons, parmi les genres aptères, *Neomahutia*, *Ellopia*, *Cydippa*, *Rupilia*, *Arima*, S.-G. *Galerima* et *Haptoscelis* de *Galeruca*, *Metalepta*, *Pseudorupilia*, *Capula*, *Pseudoides*, *Cneorides*, *Neorupilia*, *Marseulia*, *Nyctiphantus*, *Geina*, *Parageina*, *Belarima*.

Chez les Galérucides, comme chez les Chrysomélides, le phénomène d'aptérisme ou de microptérisme est lié, la plupart du temps (mais pas toujours : cas de *Monolepta* et d'*Haptoscelis*), à diverses modifications structurales. Contrairement aux Chrysomélides, cependant, le phénomène est lié souvent à la brachélytrie. En même temps que les ailes s'atrophient ou disparaissent, les élytres se raccourcissent plus ou moins, l'écusson est presque toujours plus large que long, le métasternum se réduit considérablement au point de ne former qu'un bourrelet transversal. Les paires de pattes sont, de ce fait, comme chez les *Timarcha*, et pour la même raison, très rapprochées. Cela donne à ces insectes la démarche

et l'aspect d'un *Meloe*. Les Galérucides, aptères ou microptères, sont généralement des espèces alpines appartenant à tous les groupes. Le groupe des *Rupiliites*, de CHAPUIS, basé sur la brièveté du métasternum est donc factice. Les Galérucides aptères sont l'exception et représentent, d'après LABOISSIÈRE, environ un pour mille.

14. — HALTICIDAE.

Les *Halticidae* sont étroitement apparentés à la famille précédente et il est parfois difficile de classer certaines espèces exotiques. MAULIK a cependant découvert un apodème, situé à l'intérieur et près du sommet des fémurs des Halticides, apodème en forme de cuiller relié au tibia. C'est sur cet apodème que s'insèrent les muscles du saut, propriété exclusive des Halticides chez les *Chrysomeloidea*. Les fémurs sont plus ou moins fortement renflés.

Les Halticides vivent sur les plantes basses, les végétaux ligneux et les arbres. Les larves se transforment en terre. Elles vivent sur les végétaux, sous terre sur les racines ou comme mineuses de tiges ou de feuilles.

La nervation alaire des Halticides est de type chrysomélide, mais simplifiée, avec disparition de nervures. Elle calque la nervation des Galérucides avec cependant la particularité d'avoir généralement Cu1 assez rudimentaire.

Nous décrivons ci-dessous la nervation alaire des différents genres d'*Halticidae* :

1. — Genre CHALOENUS WESTWOOD.

Genre surtout indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Chaloenus westwoodi* CHAPUIS, sur un spécimen des Indes orientales :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), très chitinisée. rt lenticulaire. rm net, en V, avec M1a net. M1 trisinué. Cu1 bisinué, net avec cu-an en diagonale et un début de transverse vers M2.

2. — Genre CHALOENOSOMA JACOBY.

Genre des Indes britanniques. Nous décrivons l'aile de *Chaloenosoma fulvitarse* JACOBY (Pl. XXXVI, fig. 1) :

Aile petite (6,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm en Z avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 bisinué, net, avec cu-an droit.

3. — Genre LICYLLUS JACOBY.

Genre d'Australie, Nouvelle-Guinée, Sumatra et Nouvelles-Hébrides. Nous décrivons l'aile de *Licyllus albicollis* FABRICIUS, du Queensland :

Aile très petite (4,5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm et M1a presque effacés. Cu1 net, incurvé, avec cu-an droit et un début de transverse vers M2.

4. — Genre LUPEROMORPHA WEISE.

Genre extrême-oriental et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Luperomorpha vittata* DUVIVIER, des Indes britanniques :

Aile très petite (3,5 × 1 mm), assez chitinisée. rt petit, lenticulaire. M1 bisinué. Cu1 peu net, incurvé avec traces de cu-an. 3A peu net.

5. — Genre HESPERA WEISE.

Genre extrême-oriental et indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Hespera sericea* WEISE, des Indes (Pl. XXXVII, fig. 16) :

Aile très petite (5 × 1,25 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm et M1a pratiquement disparus. M1 très mince, en accent circonflexe. Cu1 bisinué, net, avec cu-an droit.

6. — Genre EUGONOTES JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Eugonotes suturalis* LABOISSIÈRE, du Congo belge (Pl. XXXVI, fig. 30) :

Aile très petite (3,75 × 1 mm), transparente. C, Sc et R1 nets partiellement. rt peu net, subtriangulaire. rm, M1a et distales disparus. M1 presque entièrement disparu. M2 encore net, même distalement. Cu1 disparu. Uniquement vestiges de 1A.

7. — Genre LUPERALTICA CROTCH.

Genre des U.S.A. Nous décrivons l'aile de *Luperaltica senilis* SAY, sur un spécimen de Pensylvanie :

Aile très petite (3,50 × 1 mm), transparente. rt petit, subtriangulaire. rm, M1a, distales et M1 pratiquement disparus. Cu1 à l'état de traces. 1A assez net. Vestiges de 2A.

8. — Genre CRIMISSA STÅL.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Crimissa cruralis* STÅL, sur un spécimen de Colombie (Pl. XXXVII, fig. 10) :

Aile grande (15 × 5 mm), très chitinisée. rt subrectangulaire. rm bisinué, rejoignant l'apex de RS sans traces de M1a. M1 effacé. Distales assez nettes, surtout M1. Cu1 net, incurvé, avec cu-an en diagonale et une transverse vers M2. 3A large, net, bisinué.

9. — Genre ELITHIA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Elithia parva* CHAPUIS, de Cayenne :

Aile moyenne (12 × 4 mm), assez chitinisée. rt subrectangulaire. rm bisinué, prolongeant RS sans traces de M1a. M1 assez peu net. Distales classiques. Cu1 légèrement incurvé avec cu-an droit. 3A net, fortement incurvé.

10. — Genre PHYLLOTRETA STEPHENS.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Phyllotreta rufitarsis* ALLARD, sur un spécimen d'Algérie (Pl. XXXVI, fig. 25) :

Aile très petite (3,25 × 0,75 mm), très peu chitinisée. rt peu net, subrectangulaire. rm, M1a, M1 et distales disparus. Cu1 disparu. 1A net. 2A vestigial.

11. — Genre TRACHYTETRA SHARP.

Genre néozélandais, aptère. Nous avons disséqué un spécimen de *Trachytetra rugulosa* BROWN.

12. — Genre DECARIA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Decaria aethiopica* WEISE, sur un spécimen du Congo belge :

Aile très petite (4 × 1,25 mm), peu chitinisée. rt lenticulaire. rm et M1a à l'état de traces. M1 en accent circonflexe. Distales très nettes. Cu1 net prolongé par cu-an. 3A droit, court.

13. — Genre APHTHONA CHEVROLAT.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile d'*Aphthona cyparisiae* KOCH, sur un spécimen du Portugal (Pl. XXXVII, fig. 13) :

Aile très petite (4 × 1,25 mm), transparente. rt triangulaire. rm, M1a et distales pratiquement disparus. M1 vestigial. Cu1 disparu. 1A vestigial, avec traces de 2A.

14. — Genre ZIPANGIA HEIKERTINGER.

Genre extrême-oriental. Nous décrivons l'aile de *Zipangia obscura* JACOBY, sur un spécimen tonkinois (Pl. XXXVI, fig. 21) :

Aile très petite (2,75 × 1 mm), très faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm, distales pratiquement disparus. Absence de M1, M2 net, seulement à la base. Traces de Cu1. 1A faible, 2A et 3A disparus.

15. — Genre MALVERNIA JACOBY.

Genre monospécifique du Natal. Nous décrivons l'aile de *Malvernia varicornis* JACOBY :

Aile petite (5 × 1,75 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec M1a assez net. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 3A mince, légèrement bisinué.

16. — Genre GABONIA JACOBY.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Gabonia weisei* JACOBY, du Congo :

Aile petite (4 × 1,25 mm), faiblement chitinisée. rt très petit, subtriangulaire. rm, M1a et M1 disparus mais distales nettes. Cu1 disparu. 1A faible, avec traces de 2A et de 3A.

17. — Genre PALEOTHONA JACOBY.

Genre néotropical, surtout d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Palaeothona longicornis* JACOBY, du Guatémala :

Aile très petite (3,75 × 1 mm), faiblement chitinisée. rt très petit, triangulaire, rm vestigial. Distales nettes. M1 disparu. Cu1 disparu également. 1A, 2A, 3A, assez nets.

18. — Genre LUPRAEA JACOBY.

Genre d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Lupraea fulvicollis* JACOBY, du Nicaragua :

Aile petite (4 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. Vestiges de rm bisinué. M1 disparu. Distales nettes. Cu1 et cu-an vestigiaux. 1A, 2A, 3A nets.

19. — Genre LONGITARSUS LATREILLE.

Genre ubiquiste. Présente très souvent des formes ailées, microptères et aptères dans la même espèce. Parfois les deux formes coexistent, parfois elles sont distinctes géographiquement ou par leur écologie (plante-hôte différente) et leur morphologie (élytres). Présente également des races saisonnières (*L. nigrofasciatus* GOEZE). Nous décrivons l'aile de deux espèces :

Longitarsus candidulus FOUDRAS.

Nous étudions un spécimen de Sicile (Pl. XXXVI, fig. 27) :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. C et Sc peu nets. rt partiellement visible. rm, M1a, M1, distales, disparus. Seuls subsistent M2 et 1A.

Longitarsus linnaei DUFTSCHMIDT.

Nous étudions un spécimen d'Autriche (Pl. XXXVI, fig. 29) :

Aile petite (4,25 × 1,25 mm), peu chitinisée. rt petit, net. Distales, rm, M1a, M1 pratiquement disparus. Cu1 disparu. 1A net, 2A moins net.

20. — Genre CHRYSOGRAMMA JACOBY.

Genre d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Chrysogramma octomaculata* JACOBY, du Guatémala :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, sans traces de M1a, joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 disparu également ainsi que cu-an. Anales nettes et classiques.

21. — Genre GLYPTINA J. LECONTE.

Genre nord-américain. Nous décrivons l'aile de *Glyptina cerina* J. LECONTE, de Californie (Pl. XXXVI, fig. 16) :

Aile très petite (1,5 × 0,5 mm), brachyptère, transparente. Costales et radiales vestigiales ainsi que rt, M2 et 1A. Le reste pratiquement disparu.

22. — Genre BATOPHILA FOUDRAS.

Genre paléarctique, aptère.

23. — Genre APHTHONOMORPHA CHEN.

Genre de Chine méridionale, Tonkin et Formose. Nous décrivons l'aile d'*Aphthonomorpha collaris* BALY, sur un spécimen tonkinois (Pl. XXXVII, fig. 6) :

Aile très petite (3 × 0,75 mm), transparente. rt petit, triangulaire. rm, M1a, M1, distales pratiquement disparus. Cu1 à l'état de traces. Anales classiques.

24. — Genre MANOBIDIA CHEN.

Genre tonkinois. Nous décrivons l'aile de *Manobidia antennata* CHEN :

Aile très petite (2 × 0,5 mm), transparente avec seulement des vestiges des costo-radiales et des médianes.

25. — Genre OXYGONA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Oxygona acutangula* CHEVROLAT, du Mexique (Pl. XXXVI, fig. 26) :

Aile petite (9 × 3 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, joignant RS à m, sans trace de M1a. M1 disparu. Cu1 vestigial. Anales classiques.

26. — Genre PSEUDOGONA JACOBY.

Genre de Panama. Nous décrivons l'aile de *Pseudogona panamensis* JACOBY :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. M1 disparu. Cu1 peu net, cu-an disparu. Anales classiques.

27. — Genre CYRSYLUS JACOBY.

Genre d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Cyrsylus recticollis* JACOBY, du Mexique :

Aile très petite (3,5 × 1 mm), faiblement chitinisée. rt petit, lenticulaire. rm bisinué, sans M1a. M1 disparu ainsi que Cu1. Anales classiques.

28. — Genre AXIOTHEATA DUPONCHEL.

Genre sud-américain. Nous décrivons l'aile d'*Axiotheata simplex* CLARK, sur un spécimen d'Amazonie :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm joignant directement RS à m. M1 disparu. Cu1 prolongé par cu-an, peu net. Anales classiques.

29. — Genre OCNOSCELIS ERICHSON.

Genre sud-américain. Nous décrivons l'aile d'*Ocnoscelis cyanoptera* ERICHSON, du Pérou :

Aile petite (7 × 2 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm fortement bisinué, joignant RS à m. M1 disparu, ainsi que Cu1 et cu-an. Anales classiques.

30. — Genre PRASONA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Prasona viridis* BALY, du Mexique :

Aile petite (10 × 3,5 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 incurvé, peu net, sans traces de cu-an. Anales classiques.

31. — Genre SYSTENA MELSHEIMER.

Genre américain. Nous décrivons l'aile de *Systena variabilis* JACOBY, du Mexique :

Aile petite (7 × 2 mm), assez chitinisée. rt rectangulaire. rm bisinué joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 incurvé, faible. Anales classiques.

32. — Genre HEIKERTINGERIA CSIKI.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Heikertingeria seminigra* JACOBY, de Panama (Pl. XXXVI, fig. 9) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, joignant RS à m. M1 disparu ainsi que Cu1 et cu-an. Anales classiques.

33. — Genre ACANTHONYCHA JACOBY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Acanthonycha elegantula* JACOBY, du Mexique :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 incurvé avec cu-an droit et un début de transverse vers M2, ces nervures faibles. Anales classiques.

34. — Genre DISONYCHA CHEVROLAT.

Genre américain. Nous décrivons l'aile de *Disonycha conjuncta* GERMAR, du Paraguay :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm pratiquement disparu, ainsi que M1. Cu1 disparu. Anales classiques.

35. — Genre CACOSCELIS CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cacoscelis melanoptera* GERMAR, du Brésil :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué joignant RS à m. Cu1 et cu-an disparus. Anales classiques.

36. — Genre HEMIPHRYNUS G. HORN.

Genre mexicain. Nous décrivons l'aile d'*Hemiphrynus intermedius* JACOBY :

Aile petite (6 × 2 mm), faiblement chitinisée. rt petit, triangulaire. rm bisinué joignant RS à m. M1, Cu1 et cu-an disparus.

37. — Genre PHRYNOCEPHA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Phrynocepha pulchella* BALY, du Mexique :

Aile moyenne (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt petit, triangulaire. rm bisinué joignant RS à m. M1, Cu1 et cu-an disparus. Anales nettes et classiques.

38. — Genre SYPHRAEA BALY.

Genre d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Syphraea angustata* JACOBY, du Mexique (Pl. XXXVII, fig. 3) :

Aile très petite (4 × 1,25 mm), très faiblement chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué joignant RS à m. Pas de traces de M1. Cu1 et cu-an vestigiaux.

39. — Genre HALTICA FABRICIUS.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de deux espèces :

Haltica jamaicensis FABRICIUS.

Nous décrivons un spécimen de Costa Rica : Aile petite (10 × 3 mm), très chitinisée. rt rectangulaire. rm peu net. M1 disparu. Cu1 et cu-an à l'état de faibles vestiges.

Haltica madagascariensis ALLARD.

Espèce de Madagascar (Pl. XXIX, fig. 12) :

Aile petite (8 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué joignant RS, un peu avant la base, à m. M1 disparu. Cu1 et cu-an à l'état de faibles traces.

40. — Genre PARLINA MOTSCHULSKY.

Genre de Ceylan. Nous décrivons l'aile de *Parlina transcisa* MOTSCHULSKY :

Aile petite (7 × 2 mm), faiblement chitinisée. rt ovalaire. rm bisinué, peu net, joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 et cu-an à l'état de faibles traces.

41. — Genre LACTINA HAROLD.

Genre sud-américain. Nous décrivons l'aile de *Lactina steinheili* HAROLD, de Colombie :

Aile petite (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 incurvé, prolongé par cu-an, ces deux nervures vestigiales.

42. — Genre PROPIASUS CSIKI.

Genre monospécifique mexicain. Nous décrivons l'aile de *Propiasus fulvus* JACOBY, d'Acapulco :

Aile petite (4 × 1,25 mm), faiblement chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, effacé. M1 disparu ainsi que Cu1. 2A faible.

43. — Genre HERMAEOPHAGA FOUDRAS.

Genre ubiquiste divisé en deux sous-genres.

Hermaeophaga (Orthocrepis) ruficollis LUCAS.

Nous décrivons l'aile d'un spécimen d'Algérie : Aile très petite (3,25 × 1 mm), transparente. rt ovalaire. rm et distales peu nets. M1 et Cu1 disparus. 2A et 3A peu nets.

Hermaeophaga (s. str.) **centriobscura** LABOISSIÈRE.

Espèce du Congo belge : Aile très petite (4 × 1,25 mm), faiblement chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net. M1, Cu1 et cu-an disparus. 2A et 3A peu nets.

Hermaeophaga (s. str.) **cicatrix** ILLIGER.

Espèce méditerranéo-occidentale : Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. rt subtriangulaire. rm peu net. M1 et distales disparus ainsi que Cu1 et cu-an. 2A mince, peu net.

44. — Genre LACTICA ERICHSON.

Genre américain, éthiopien et indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Lactica macula* FABRICIUS, du Brésil :

Aile petite (10 × 3 mm), très faiblement chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, joignant RS à m. M1, Cu1 et cu-an disparus. Système anal faiblement développé.

45. — Genre CAEPORIS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Caeporis stigmula* GERMAR, de Montevideo :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt subovalaire. rm trisinué, joignant RS à m. M1 disparu, Cu1, cu-an et un début de transverse vers M2, faiblement dessinés. Anales nettes.

46. — Genre GRAMMICOPTERUS BLANCHARD.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Grammicopterus flavescens* BLANCHARD, sur un spécimen du Brésil :

Aile petite (5 × 1,5m m), assez chitinisée. rt petit, triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 disparu. Cu1 incurvé, prolongé par cu-an. Système cubito-anal net et classique.

47. — Genre CHLAMOPHORA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chlamophora clypeata* CLARK, sur un spécimen de l'Équateur :

Aile petite (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt rectangulaire. rm bisinué, peu net. Traces de M1. Traces de Cu1 avec cu-an net. Anales nettes et classiques.

48. — Genre IPHITROIDES JACOBY.

Genre mexicain. Nous décrivons l'aile d'*Iphitroides quadripunctatus* JACOBY :

Aile petite (8 × 2,5 mm), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt subtriangulaire. rm bisinué. M1 disparu. Cu1 incurvé, prolongé par cu-an, peu net.

49. — Genre MYRCINA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Myrcina nigra* CHAPUIS, d'Old Calabar :

Aile petite (10 × 3,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 disparu. Cu1 incurvé avec cu-an droit et un début de transverse vers M2, ces nervures faibles. Anales classiques et nettes.

50. — Genre MYRCINELLA JACOBY.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Myrcinella spectabilis* BALY :

Aile moyenne (13 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm fortement trisinué. M1 disparu. Cu1, cu-an et la transverse vers M2, très faibles. Anales classiques et nettes.

51. — Genre MYRCINOIDES JACOBY.

Genre monospécifique de Bornéo. Nous décrivons l'aile de *Myrcinoides viridis* JACOBY :

Aile moyenne (14 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué. M1 disparu. Cu1 incurvé avec cu-an droit, en diagonale et un début de transverse vers M2, ces nervures effacées. Anales classiques et 3A fortement bisinué.

52. — Genre PHYGASIA BALY.

Genre de l'ancien monde. Nous décrivons l'aile de *Phygasia unicolor* OLIVIER, du Bengale (Pl. XXXVI, fig. 12) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué légèrement. M1 disparu. Cu1, cu-an et la transverse vers M2, très effacés. Anales classiques.

53. — Genre SANGARIOLA JACOBSON (=CHARIDEA BALY).

Genre extrême-oriental. Nous décrivons l'aile de *Sangariola punctatostriata* MOTSCHULSKY, du Japon :

rt triangulaire. rm bisinué joignant RS à m. M1 disparu. Cu1 légèrement incurvé, faible, sans trace de cu-an. Anales classiques. Comme le fait justement remarquer OGLOBLIN (1930), ce genre, placé souvent parmi les Galérucides, a une nervation alaire typiquement Halticide.

54. — Genre MANOBIA JACOBY.

Genre indo-australien et éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Manobia africana* LABOISSIÈRE, du Congo belge :

Aile très petite (3 × 1 mm), faiblement chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net. M1 disparu ainsi que Cu1 et cu-an. 2A à l'état de traces à la base.

Manobia papuana BRYANT. Espèce de Nouvelle-Guinée (Pl. XXXVI, fig. 23) a une aile très petite (3,75 × 1,25 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm pratiquement disparu. M1 disparu également ainsi que Cu1 et cu-an. 2A net.

55. — Genre ARSIPODA ERICHSON.

Genre d'Australie, Tasmanie et Nouvelle-Guinée. Nous décrivons l'aile d'*Arsipoda chrysis* OLIVIER, du Queensland :

Aile petite (6 × 2 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 disparu. Cu1 incurvé, net, prolongé par cu-an. Anales classiques.

56. — Genre ARRHENOCOELA FOUDRAS.

Genre monospécifique méditerranéo-occidental. Nous décrivons l'aile d'*Arrhenocoela lineata* ROSSI :

Aile petite (5,5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt subtriangulaire. rm effacé. M1 disparu. Cu1 peu net, bisinué, avec cu-an droit, net.

57. — Genre LYTHRARIA BEDEL.

Genre monospécifique paléarctique. Nous décrivons l'aile de *Lythraria salicariae* PAYKÜLL, sur un spécimen de France méridionale :

Aile très petite (2 × 0,5 mm), transparente. On ne distingue plus, et très faiblement, que la costale, la radiale et M2 dans sa totalité. Le reste est disparu. Tendance très nette vers l'aptérisme.

58. — Genre OCHROSIS Foudras.

Genre holarctique et éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Ochrosis ventralis* Illiger, sur un spécimen de France centrale (Pl. XXXVI, fig. 10) :

Aile très petite (3 × 0,75 mm), transparente. Seules subsistent les costales, radiale, faiblement rt, M2 et 1A.

59. — Genre CREPIDODERA Chevrolat.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Crepidodera transversa* Marsham, sur un spéciment de France centrale (Pl. XXXVI, fig. 14) :

Aile petite (5 × 1,75 mm), transparente. Nervures très faibles, rt triangulaire, peu net. rm, M1, distales, Cu1, cu-an disparus. 1A assez net mais 2A et 3A pratiquement disparus.

60. — Genre LIVOLIA Jacoby.

Genre monospécifique du Mashonaland. Nous décrivons l'aile de *Livolia sulcicollis* Jacoby (Pl. XXXVI, fig. 2) :

Aile très petite (2,75 × 0,75 mm), transparente. Ne subsistent plus que le système costo-radial, rt, M2 et 1A.

61. — Genre ORESTIA Germar.

Genre paléarctique, aptère. De nombreuses espèces sont subalpines.

62. — Genre DEROCREPIS Weise.

Genre holarctique et éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Derocrepis rufipes* Linné, sur un spécimen autrichien (Pl. XXXVI, fig. 5) :

Aile très petite (1,25 × 0,35 mm), brachyptère, assez chitinisée. Le bord apical et vanal de l'aile est réduit. Système costo-radial intact. rt subtriangulaire, faible. Distales et M1 disparus. M2 net. 1A et 2A partiellement nets.

63. — Genre HIPPURIPHILA Foudras.

Genre holarctique. Nous décrivons l'aile d'*Hippuriphila modeeri* Linné, sur un spécimen français :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. Costo-radiales nettes, rt triangulaire, assez net. Distales, rm, M1, Cu1, cu-an, 2A et 3A, disparus.

64. — Genre CHALCOIDES Foudras.

Genre assez ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Chalcoides aurea* Geoffroy, sur un spécimen français (Pl. XXXVI, fig. 8) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt ovalaire. rm bisinué, peu net. M1 disparu. Cu1 et cu-an à l'état de traces.

65. — Genre XUTHEA Baly.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Xuthea orientalis* Baly :

Aile petite (9,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement bisinué. Traces de M1. Également traces de Cu1 et cu-an.

66. — Genre IPHITREA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Iphitrea balyi* HAROLD (Pl. XXXVI, fig. 22) :

Aile petite (4,75 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt rectangulaire. rm bisinué, peu net. M1 faiblement dessiné à la base. Traces très faibles de Cu1 et de cu-an.

67. — Genre EPITHRIX FOUDRAS.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile d'*Epithrix pubescens* KOCH, sur un spécimen de Hongrie (Pl. XXXVII, fig. 11) :

Aile très petite (2,5 × 0,75 mm), transparente. rt petit, ovalaire. Subsistent seulement M2 et (faiblement) 1A.

68. — Genre TENOSIS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Tenosis purpureipennis* CLARK, sur un spécimen argentin (Pl. XXXVI, fig. 7) :

Aile petite (5,5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt petit, triangulaire. rm légèrement bisinué, pas de traces de M1. Traces de Cu1 qui est faiblement bisinué, mais cu-an disparu. 2A accolé à 1A.

69. — Genre SANGARIA HAROLD.

Genre américain. Nous décrivons l'aile de *Sangaria haagi* HAROLD, sur un spécimen de Colombie :

Aile petite (5,25 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt petit, triangulaire. rm légèrement bisinué. M1 disparu. Traces de Cu1 mais cu-an disparu.

70. — Genre ORTHALTICA CROTCH.

Genre des U.S.A. Nous décrivons l'aile d'*Orthaltica copalina* FABRICIUS (Pl. XXXVI, fig. 13) :

Aile petite (3 × 0,80 mm), faiblement chitinisée. rt subtriangulaire, peu net. rm à l'état de trace. M1 disparu. Très légères traces de Cu1. Anales faibles avec 2A presque disparu.

71. — Genre LIPRUS MOTSCHULSKY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Liprus longicollis* JACOBY, de Bornéo :

Aile très petite (2,75 × 0,75 mm), transparente. rt triangulaire, peu net. Ne subsistent guère que les costo-radiales, M2 et 1A.

72. — Genre ALEMA SHARP.

Genre des îles Fidji et de la Nouvelle-Zélande. Nous décrivons l'aile d'*Alema paradoxa* SHARP, de Nouvelle-Zélande (Pl. XXXVI, fig. 17) :

Aile petite (4 × 1 mm), transparente. Subsistent seulement, et faiblement, les costo-radiales, rt, qui est ovalaire, M2, 1A et 2A.

73. — Genre PSEUDODERA BALY.

Genre de l'Extrême-Orient et des Indes. Nous décrivons l'aile de *Pseudodera xanthospila* BALY, de la Chine :

Aile petite (9,5 × 3,25 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement bisinué. M1 disparu. Traces de Cu1, qui est légèrement incurvé, ainsi que de cu-an.

74. — Genre MINOTA KUTSCHIG.

Genre paléarctique de la zone alpine, aptère.

75. — Genre PLECTROTETRA BALY.

Genre d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile de *Plectrotetra clarki* BALY, du Mexique :

Aile petite (5,5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué peu net. M1 disparu. Traces très faibles de Cu1 et de cu-an.

76. — Genre MINOTULA WEISE.

Genre aptère des îles Juan Fernandez. Nous avons disséqué *Minotula kuscheli* BECHYNÉ, sans trouver de rudiment alaire.

77. — Genre DIPHAULACA CHEVROLAT.

Genre américain, surtout néotropical. Nous décrivons l'aile de *Diphaulaca aulica* OLIVIER, du Mexique :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 disparu. Cu1 et cu-an à l'état de faibles traces.

78. — Genre POËPHILINA CSIKI.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Poëphilina pulchella* LABOISSIÈRE, du Congo belge :

Aile très petite (4,5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement bisinué. M1 disparu ainsi que Cu1 et cu-an.

79. — Genre ERIOTICA HAROLD.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Eriotica fuscipennis* HAROLD :

Aile petite (5,5 × 1,75 mm), faiblement chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement bisinué. M1 disparu. Cu1 bisinué, faible, ainsi que cu-an.

80. — Genre HEIKERTINGERELLA CSIKI.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Heikertingerella adusta* HAROLD, du Pérou :

Aile petite (6 × 2 mm), moyennement chitinisée. rt subtriangulaire. rm fortement bisinué. M1 disparu ainsi que Cu1 et cu-an. Anales faibles.

81. — Genre PSEUDODIBOLIA JACOBY.

Genre monospécifique du Mexique. Nous décrivons l'aile de *Pseudodibolia picea* JACOBY :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. rt lenticulaire. rm presque disparu. M1 disparu également. Traces très faibles de Cu1. Anales faibles.

82. — Genre SIMAETHEA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Simaethea laportei* BALY, de Malacca :

Aile moyenne (11 × 4 mm), assez chitinisée. rt losangique. rm bisinué, net partiellement. M1 disparu. Cu1 droit, à peine visible, sans cu-an.

83. — Genre PODAGRICA FOUDRAS.

Genre assez ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Podagrica malvae semirufa* KÜSTER, de Sicile :

Aile très petite (4 × 1 mm), transparente. rt rectangulaire. rm peu net. M1 disparu. Cu1 arqué avec cu-an droit. Un spécimen de Majorque est microptère et présente une écaille arrondie à l'apex, de 0,5 × 0,25 mm (Pl. XXXVI, fig. 20) :

Podagrica fuscicornis chrysomelina WALTL (Pl. XXXVI, fig. 18). Nous étudions un spécimen brachyptère d'Ibiza. Rudiment de 2 × 0,5 mm, peu chitinisé. Système costo-radial intact. rt ouvert. M2 net. Anales disparues. *Podagrica fuscipes* FABRICIUS est souvent aptère.

84. — Genre NISOTRA BALY.

Genre éthiopien et indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Nisotra gemella* ERICHSON, de Sumatra :

Aile petite (5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt rectangulaire. rm fortement bisinué. M1 disparu. Système cubito-anal faible, mais Cu1 et cu-an assez nets.

85. — Genre TOXARIA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Toxaria lepersonneae* LABOISSIÈRE, du Congo belge :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt petit, subtriangulaire. rm légèrement bisinué. M1 disparu. Cu1 net, légèrement bisinué, avec cu-an droit et une transverse atteignant presque M2.

Toxaria indica FABRICIUS (Pl. XXXVII, fig. 4). Espèce du Cap :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 disparu. Cu1 et cu-an très faibles.

86. — Genre CASSENA WEISE.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Cassena indica* JACOBY, de Birmanie :

Aile petite (6,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm incurvé. M1 net, légèrement bisinué. Cu1 net, bisinué avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. La nervation alaire est typiquement galérucide et non halticide. On n'ignore pas que MAULIK (1936) avait placé le genre dans les Galérucides, ce qui est sans doute sa vraie place.

Nous décrivons également l'aile de *Cassena tonkinensia* WEISE, du Tonkin :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, sans traces de M1a. M1 en accent circonflexe. M2, Cu1, 3A bisinué.

87. — Genre MANTURA STEPHENS.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Mantura rustica* LINNÉ, sur un spécimen français (Pl. XXXVI, fig. 15) :

Aile très petite (3 × 0,75 mm), transparente. rt ovalaire. rm presque disparu. M1 également. Du système cubito-anal subsiste seulement 1A, qui est faible.

88. — Genre CLITEA BALY.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Clitea picta* BALY, de Konbir (Pl. XXXVI, fig. 4) :

Aile petite (7 × 2 mm), faiblement chitinisée. rt rectangulaire. rm fortement bisinué. M1 disparu. Cu1 légèrement incurvé, net, avec cu-an net et un début de transverse vers M2.

89. — Genre CHAETOCNEMA STEPHENS.

Genre ubiquiste, divisé en deux sous-genres.

Chaetocnema (Tlanoma) major JACQUIN.

Spécimen français : Aile très petite (4 × 1,25 mm), transparente. rt ovalaire. rm bisinué. M1 absent. Traces de Cu1 et de cu-an. Anales faibles.

Chaetocnema (s. str.) **rugiceps** BALY.

Espèce de Madagascar : Aile petite (5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt rectangulaire. rm bisinué. M1 disparu. Cu1 et cu-an assez nets.

90. — Genre XENIDEA BALY.

Genre d'Australie et de Nouvelle-Guinée. Nous décrivons l'aile de *Xenidea dimidiaticornis* JACOBY, de Nouvelle-Guinée (Pl. XXXVI, fig. 28) :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt subtriangulaire. rm presque disparu. Absence de M1. Cu1 net partiellement ainsi qu'une transverse vers M2.

91. — Genre EUPLECTROSCELIS CROTCH.

Genre américain. Nous décrivons l'aile d'*Euplectroscelis xanti* CROTCH, de Californie :

Aile petite (4 × 1,25 mm), peu chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. Absence de M1. Vestiges de Cu1 et de cu-an.

92. — Genre PODONTIA DALMAN.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Podontia affinis* GRONDAL, de Java (Pl. XXXVII, fig. 2) :

Aile moyenne (13 × 4,5), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm fortement bisinué avec traces de M1a. M1 à l'état de légères traces. Cu1 légèrement incurvé, séparé de cu-an droit en diagonale.

93. — Genre OPHRIDA CHAPUIS.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Ophrida guttata* CHAPUIS, de Malacca :

Aile moyenne (11,5 × 3 mm), moyennement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 disparu. Traces de Cu1 et de cu-an.

94. — Genre NEORTHAEA MAULIK.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Neorthaea coerulea* CHEN, du Tonkin (Pl. XXXVII, fig. 14) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt rectangulaire. rm fortement trisinué. Absence de M1. Cu1 net, incurvé, avec cu-an droit et une transverse n'atteignant pas M2.

95. — Genre BLEPHARIDA ROGERS.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Blepharida marginalis* WEISE, du Tanganika (Pl. XXXVII, fig. 17) :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Cu1 incurvé, net, prolongé par cu-an avec un début de transverse vers M2.

96. — Genre NOTOZONA CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Notozona guatemalensis* DUVIVIER, du Guatémala :

Aile moyenne (10,5 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt rectangulaire. rm bisinué. Absence de M1. Cu1 incurvé, net, avec cu-an en diagonale, droit et un début de tranverse vers M2.

97. — Genre ASPICELA CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Aspicela albomarginata* LATREILLE, de l'Équateur :

Aile moyenne (11,5 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm prolongeant RS et m presque en ligne droite. Absence de M1. Traces de Cu1 et de cu-an, droit, en diagonale.

98. — Genre ASPHAERA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Asphaera nobilitata* FABRICIUS, du Honduras britannique :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Traces de Cu1, légèrement bisinué et de cu-an, en diagonale.

99. — Genre HOMOPHOETA ERICHSON.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Homophoeta albofasciata* JACOBY, sur un spécimen de Cayenne :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm à peine sinué. Absence de M1. Cu1 faible, incurvé, avec cu-an faible, en diagonale.

100. — Genre PACHYONYCHIS CLARK.

Genre des U.S.A. Nous décrivons l'aile de *Pachyonychis paradoxa* CLARK, de Géorgie (Pl. XXXVII, fig. 9) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt peu net, ouvert. rm bisinué. Absence de M1, de Cu1 et de cu-an. Anales faibles.

101. — Genre OEDIONYCHUS BERTHOLD.

Genre ubiquiste divisé en trois sous-genres.

Oedionychus (s. str.) **circumcinctus** BALY.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (13 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement trisinué. Absence de M1. Cu1 assez net, presque droit, avec cu-an en diagonale.

Oedionychus (Philopona) goudoti HAROLD.

Espèce de Madagascar (Pl. XXXVII, fig. 7) :

Aile petite (9,5 × 3,5 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt ovalaire. rm bisinué. Absence de M1, de Cu1 et de cu-an.

Oedionychus (Philopona) fulvicollis FABRICIUS.

Espèce du Congo belge : Aile petite (5 × 1,5 mm), moyennement chitinisée. rt rectangulaire. rm presque droit. Absence de M1, de Cu1 et de cu-an.

102. — Genre HYPHASIS HAROLD.

Genre monospécifique des Indes. Nous décrivons l'aile d'*Hyphasis magica* HARSLD :

Aile petite (13 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm légèrement sinué. Absence de M1. Faibles traces de Cu1 et de cu-an.

103. — Genre HYPHASOMA JACOBY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Hyphasoma indicum* BALY, de l'Assam :

Aile petite (9 × 3 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. Absence de M1. Faibles traces de Cu1, cu-an et d'une transverse vers M2.

104. — Genre SEBAETHE BALY.

Genre de l'ancien monde, surtout tropical. Nous décrivons l'aile de *Sebaethe lusca* FABRICIUS, de Sumatra (Pl. XXXVII, fig. 5) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement bisinué. Absence de M1. Traces de Cu1, cu-an et une transverse vers M2.

105. — Genre SPHAEROMETOPA CHAPUIS.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Sphaerometopa acroleuca* WIEDEMANN, de Sumatra (Pl. XXXVII, fig. 8) :

Aile moyenne (12 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt grand, losangique. rm bisinué avec traces de M1a. M1 bisinué, net. Cu1 incurvé, avec cu-an en prolongement. Cette nervation est typiquement galérucide. Peut-être la position systématique de ce genre est à rectifier.

Sphaerometopa nigricollis DUVIVIER, de Malacca (type examiné), a une aile plus petite (10 × 3,25 mm), à nervation très voisine, de type purement galérucide avec M1, Cu1 et cu-an bien développés. rm et M1a également de type galérucide.

106. — Genre SUTREA BALY.

Genre de l'Indonésie et Australie. Nous décrivons l'aile de *Sutrea bipustulata* BALY, de Nouvelle-Guinée :

Aile petite (6,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. Absence de M1. Cu1 incurvé, peu net, avec cu-an droit et un début de transverse vers M2. 2A mince.

107. — Genre PHYSONYCHIS CLARK.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Physonychis viridipennis* DALMAN, de Sierra Leone :

Aile moyenne (10,5 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt losangique. rm presque droit. Absence de M1. Traces légères de Cu1, séparé de cu-an en diagonale.

108. — Genre PHYSOMA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Physoma tripartitum* THOMSON, du Gabon :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt subrectangulaire. rm presque droit. Absence de M1. Cu1 droit, net, avec cu-an en diagonale et un début de transverse vers M2, ces derniers peu nets.

109. — Genre PHYSODACTYLA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Physodactyla rubiginosa* GERSTAECKER, du Gabon :

Aile moyenne (11,5 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. Absence de M1. Traces très légères de Cu1.

110. — Genre DIAMPHIDIA GERSTAECKER.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Diamphidia favareli* ACHARD, du Congo belge :

Aile moyenne (14 × 5 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt trapézoïdal. rm bisinué. Absence de M1. Cu1 net, incurvé, avec cu-an en diagonale et un début de transverse vers M2.

111. — Genre CLADOCERA HOPE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Cladocera flexuosa* BALY, de Zanzibar (Pl. XXXVII, fig. 1) :

Aile assez grande (17 × 5,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Cu1 très net, incurvé, avec cu-an en diagonale et un début de transverse vers M2.

112. — Genre MONOPLATUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Monoplatus dimidiatipennis* CLARK, du Brésil :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. Absence de M1. Traces faibles de Cu1 et de cu-an.

113. — Genre RHOICUS GEMMINGER et HAROLD.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Rhoicus vittatus* CLARK, du Brésil :

Aile petite (6,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. Absence de M1. Cu1 droit, assez net, parallèle à 1A, sans cu-an.

114. — Genre RHINOTMETUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Rhinotmetus cyaneus* CLARK, du Brésil :

Aile petite (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Traces de Cu1, parallèle à 1A, sans cu-an.

115. — Genre PHYSIMERUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Physimerus vittatus* CLARK, du Brésil :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm à peine sinué. Cu1 droit, parallèle à 1A, sans cu-an.

116. — Genre ZOMBA BRYANT.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Zomba zeal* BRYANT, du Nord-Ouest de Rhodésie :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. rt subtriangulaire. Traces de rm. Traces de Cu1, à peine visibles.

117. — Genre HYPANTHERUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hypantherus amabilis* CLARK, de l'Amazone :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm à peine sinué. Cu1 droit, mince, parallèle à 1A, sans cu-an.

118. — Genre THRASYGOEUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Thrasygoeus maculicollis* JACOBY, du Brésil :

Aile petite (10,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm à peine sinué. Cu1 droit, faible, parallèle à 1A, sans cu-an.

119. — Genre OMOTYPHUS GEMMINGER et HAROLD.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Omotyphus lacunosus* CLARK, du Brésil :

Aile petite (8 × 2,5 mm), moyennement chitinisée, rembrunie à l'apex. rt lenticulaire. rm incurvé. Absence de M1. Traces de Cu1 mais non de cu-an.

120. — Genre LOXOPROSOPUS GUÉRIN.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Loxoprosopus ceramboides* GUÉRIN, du Brésil :

Aile petite (8,5 × 2,75), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Traces de Cu1, qui est parallèle à 1A, sans cu-an.

121. Genre OCTOGONOTES DRAPIEZ.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Octogonotes banoni* DRAPIEZ, de Cayenne :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Cu1 faible, parallèle à 1A, sans cu-an.

122. — Genre HAPALOTRIUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hapalotrius pubescens* CLARK, de l'Amazone :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Disparition complète de Cu1 et de cu-an.

123. — Genre EXARTEMATOPUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Exartematopus fasciatus* CLARK, du Mexique :

Aile petite (7 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. Absence de M1. Traces de Cu1, qui est droit, parallèle à 1A, sans cu-an. Anales faibles.

124. — Genre IDMOSYNE GEMMINGER et HAROLD.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Idmosyne semipurpurea* HAROLD, de Colombie :

Aile petite (9,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm presque droit. Absence de M1; Cu1 droit, assez faible, parallèle à 1A.

125. — Genre ATYPHUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Atyphus comes* CLARK, sur un spécimen bésilien :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm presque droit. Absence de M1. L'aile étant déchirée, la partie cubito-anale nous manque.

126. — Genre CERICHRESTUS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cerichrestus clarki* JACOBY, de Panama :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm effacé. Absence de M1. Cu1 mince, parallèle à 1A, sans cu-an.

127. — Genre POËBATES CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Poëbates nigripes* CLARK, du Brésil :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Traces de Cu1, parallèle à 1A, sans cu-an.

128. — Genre HYPOLAMPSIS CLARK.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hypolampsis murrayi* CLARK, du Brésil :

Aile petite (4 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. Absence de M1. Très faibles traces de Cu1.

129. — Genre DIBOLIA LATREILLE.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Dibolia femoralis* REDTENBACHER, sur un spécimen d'Europe :

Aile petite (4 × 1,25 mm), transparente. rt lenticulaire. rm peu net. Absence de M1, de Cu1 et de cu-an. Anales faibles, surtout 2A.

130. — Genre MEGISTOPS BOHEMAN.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Megistops fenestra* ILLIGER, du Brésil :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. Absence de M1, Cu1 et cu-an. Anales faibles.

131. — Genre PARADIBOLIA BALY.

Genre éthiopien, australien et indien. Nous décrivons l'aile de *Paradibolia coerulea* BRYANT, de l'Uele (Pl. XXXVII, fig. 3) :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt ovalaire. rm légèrement bisinué. Absence de M1. Très faibles traces de Cu1, qui est incurvé.

132. — Genre NESOHALTICA MAULIK.

Genre des Nouvelles-Hébrides, Salomon, Samoa et Fidji. Nous décrivons l'aile de *Nesohaltica leveri* BRYANT, des îles Salomon :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. rt peu net. rm peu net, droit. Absence de M1, Cu1 et cu-an. Anales faibles.

133. — Genre AMPHIMELA CHAPUIS.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile d'*Amphimela mouhoti* CHAPUIS, du Laos :

Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm fortement trisinué. Absence de M1. Traces partielles et faibles de Cu1.

134. — Genre ACROCRYPTA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Acrocrypta cumingi* BALY, des Philippines (Pl. XXXVI, fig. 24) :

Aile petite (9 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 légèrement sinué, net. Cu1 bisinué avec cu-an droit et un début de tranverse vers M2. Phénomène curieux : à l'apex de an1, traces d'une transverse vers M2. Nervation typiquement galérucide.

135. — Genre CERCYONIA Weise.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Cercyonia marginicollis* Laboissière, du Congo belge :

Aile très petite (5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. Absence de M1, Cu1 et cu-an. Anales presque complètement effacées.

136. — Genre TORODERA Weise.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Torodera decorata* Laboissière, du Katanga (Pl. XXXVI, fig. 6) :

Aile petite (5,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. Absence de M1. Très légères traces de Cu1.

137. — Genre SPHAERODERMA Stephens.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile de *Sphaeroderma laevipenne* Jacoby, de Sumatra (Pl. XXXVI, fig. 11) :

Aile petite (6 × 2 mm), peu chitinisée. rt subtriangulaire. rm peu net, à peine sinué. Absence de M1. Cu1 incurvé, peu net, avec cu-an en diagonale et un soupçon de transverse. vers M2.

138. — Genre CHABRIA Jacoby.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Chabria angulicollis* Clark, de Malaisie :

Aile petite (7 × 2,5 mm), faiblement chitinisée. rt trapézoïdal. rm partiellement effacé. Absence de M1. Traces de Cu1 et de cu-an.

139. — Genre PENTAMESA Harold.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Pentamesa duodecimmaculata* Harold, des Indes britanniques :

Aile petite (7 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm fortement bisinué. Traces de M1 et, très faibles, de Cu1.

140. — Genre ARGOPUS Fischer.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile d'*Argopus rubricosus* Boheman, de Malacca :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm fortement coudé. Faibles traces de M1. Traces plus nettes de Cu1, incurvé, de cu-an et d'une transverse vers M2.

141. — Genre EUPHITREA Baly.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Euphitrea wallacei* Baly, de Java :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt rectangulaire. rm fortement bisinué. Absence de M1. Cu1 sinué, net, avec cu-an en diagonale et une transverse vers M2.

142. — Genre APTEROPEDA Stephens.

Genre d'Europe et du Nord de l'Afrique, aptère.

143. — Genre MNIOPHILA Stephens.

Genre monospécifique (*M. muscorum* Koch), européen, aptère.

144. — Genre THROSCORYSSA MAULIK.

Genre monospécifique de l'Assam. Nous décrivons l'aile de *Throscoryssa citri* MAULIK :

Aile petite (5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt rectangulaire. rm bisinué, peu net. Absence de M1. Traces assez nettes de Cu1 et de cu-an.

145. — Genre ARGOPISTES MOTSCHULSKY.

Genre ubiquiste. Nous décrivons l'aile d'*Argopistes biplagiatus* ab. *suturalis* MOTSCHULSKY, de l'Amour (Pl. XXXVII, fig. 12) :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm peu net, légèrement bisinué. Absence de M1, de Cu1 et de cu-an. Anales très faibles.

146. — Genre CHILOCORISTES WEISE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Chilocoristes laevigatus* JACOBY, des îles Andaman :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm fortement bisinué. Absence de M1. Faibles traces de Cu1, de cu-an en diagonale et d'une transverse vers M2.

147. — Genre IVALIA JACOBY.

Genre de Ceylan, aptère.

148. — Genre PSYLLIODES LATREILLE.

Genre de l'ancien monde. Nous décrivons l'aile de *Psylliodes* (s. str.) *chrysocephala* L., d'Europe (Pl. XXXVII, fig. 15) :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), transparente. rt subtriangulaire. rm faible, bisinué. Absence de M1, Cu1 et cu-an. Anales faibles.

149. — Genre NONARTHRA BALY.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Nonarthra variabile* BALY, des Indes :

Aile petite (5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, avec traces de M1a. M1 net, bisinué. Cu1 bisinué, avec cu-an en prolongement et un début de transverse vers M2. Nervation de type galérucide.

150. — Genre TERPNOCHLORUS FAIRMAIRE.

Genre malgache, importé au Soudan, attribué aux Galérucides mais, en réalité, un Halticide (LABOISSIÈRE, 1932). Nous décrivons l'aile de *Terpnochlorus perrieri* FAIRMAIRE, sur un spécimen du Soudan français :

Aile petite (4 × 1 mm), transparente. Nervures très faibles. Seuls subsistent les costo-radiales et M2.

CONCLUSIONS SUR LES *HALTICIDAE*.

La principale caractéristique de la nervation dite halticide est de simplifier le type galérucide, qui est déjà une simplification du type chrysomélide. Les Halticides et les Galérucides étant fort voisins et parfois, dans les genres de transition, difficiles à séparer, il est normal que l'on rencontre parfois, surtout dans les espèces primitives, des Halticides à nervation Galérucide. Des erreurs de systématique sont également à rectifier, des Halticides ayant été versés parmi les Galérucides, et vice versa. On distingue, parmi les Halticides, les types alaires suivants :

1. Type galérucide. — Représenté dans les espèces primitives, dites de transition. Il est essentiellement caractérisé par rm coudé, avec traces de M1a, M1 net ainsi que Cu1 et cu-an. Souvent une transverse vers M2.

2. Type halticide. — C'est le type précédent plus évolué. Généralement rm est bisinué, sans trace de M1a, joignant l'extrémité de RS à m. M1 a disparu ainsi que, totalement ou partiellement, Cu1 et cu-an. Dans les cas d'extrême régression, les distales et les anales disparaissent ou s'effacent.

3. Type brachyptère. — Il est très rare chez les Halticides. Le brachyptérisme y suit les mêmes lois que dans les autres familles : le bord apical et vannal se réduit et les nervures se condensent. Nous n'avons guère observé de brachyptérisme que chez *Derocrepis* et quelques *Podagrica*.

4. Type microptère. — Ce type, très commun dans certains genres (*Podagrica*, *Longitarsus*, etc.), est caractérisé par la réduction de l'aile à l'état d'écaille, avec ou sans vestiges de nervures.

5. Type aptère. — Ce type se rencontre chez les espèces insulaires et montagnardes mais également chez des espèces continentales, seul ou combiné avec le macroptérisme. Souvent les aptères et macroptères ont une écologie différente ou une distribution différente. Ceci sera discuté plus loin, à propos de l'aptérisme. Citons parmi les genres aptères : *Batophila*, *Trachytetra*, *Minotula* (insulaire), *Minota* (alpin), *Podagrica* (quelques espèces), *Apteropeda*, *Mniophila*, *Ivalia* et *Orestia*.

15. — HISPIDAE.

Les Hispides, étroitement apparentés aux Cassidides, sont parfois hérissés de piquants, parfois lisses. Ils sont inféodés le plus souvent à des Monocotylédones (Graminées, Palmiers). Les larves sont généralement mineuses de feuilles. Les adultes ont parfois des organes stridulants. C'est parmi les Hispides que l'on rencontre les plus grands *Chrysomeloidea* et donc les plus grandes ailes.

La nervation alaire des Hispides, comme celle des Cassides, est de type cryptostomique. En voici le description : voisin du type camptosomatique, mais en diffère surtout par le développement de Cu1 qui est continu, ou presque, avec la deuxième cellule anale an2. Chez le type camptosomatique, Cu1 est interrompu. De plus, an1 et an2 ont une forme légèrement différente. Seuls les Cassidides présentent un schéma typiquement cryptostomique. Les Hispides s'en éloignent parfois et la nervure transversale antérieure r est souvent atrophiée (rt ouvert).

Nous décrivons les ailes des genres d'Hispides, suivant l'ancienne classification de Weise (1911) :

1. — Genre AMPLIPALPA Harold.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Amplipalpa guérini* Baly, de Panama (Pl. XXXVIII, fig. 9) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm très bisinué. M1 en accent circonflexe, mais à partie basale effacée. Cu1 presque droit avec des traces de cu-an 1A trisinué.

2. — Genre HOMALISPA Baly.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Homalispa grayella* Baly, du Brésil (Pl. XXXVIII, fig. 16) :

Aile petite (5,5 × 2 mm), moyennement chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 bisinué, net. Cu1 incurvé, joignant, par une transverse incurvée (m-cu), M2 et, par une autre transverse, an2, qui est triangulaire.

3. — Genre DEMOTHISPA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Demothispa latifrons* WEISE, de Colombie :

Aile petite (5,5 × 1,5 mm), faiblement chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 incurvé. Système cubito-anal faible. Cu1 joignant M2 et an2, qui est triangulaire.

4. — Genre CEPHALOLIA BLANCHARD.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cephalolia consaguinea* BALY, du Guatémala (Pl. XXXIX, fig. 15) :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm à peine sinué, sans trace de M1a. M1 légèrement en accent circonflexe. Cu1 incurvé, relié à M2 mais non à an2, qui est triangulaire.

5. — Genre SOLENISPA WEISE.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Solenispa leptomorpha* BALY, de Panama :

Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt subtriangulaire. rm légèrement coudé. M1 en accent circonflexe. Cu1 relié à M2 et à an2, qui est triangulaire. 2A effacé.

6. — Genre STENISPA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Stenispa metallica* FABRICIUS, des U.S.A. (Caroline) :

Aile petite (4 × 1,25 mm), transparente. rt subrectangulaire. rm presque disparu. M1 incurvé, disparu basalement. Cu1 incurvé, relié faiblement à M2, non à an2, qui est triangulaire. 2A effacé.

7. — Genre HYBOSISPA WEISE.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hybosispa nitida* UHMANN, du Brésil :

Aile très petite (4 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, relié à M2, non à an2, qui est triangulaire. 2A effacé.

8. — Genre XENARESCUS WEISE.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Xenarescus monoceros* OLIVIER, du Venezuela (Pl. XXXVIII, fig. 7) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm fortement bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 sinué, relié à an2, qui est triangulaire, et non M2.

9. — Genre ARESCUS PERTY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Arescus labiatus* PERTY, du Brésil :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, joignant presque an2, qui est triangulaire, et non M2.

10. — Genre CHELOBASIS GRAY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chelobasis bicolor* GRAY, de Costa Rica (Pl. XXXIX, fig. 12) :

Aile petite (9,5 × 3,5 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 légèrement incurvé, n'atteignant pas M2, ni an2, qui est lenticulaire

11. — Genre NYMPHARESCUS Weise.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Nympharescus proteus* Weise, de Colombie (Pl. XXXIX, fig. 17) :

Aile petite (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est lenticulaire, mais non M2.

12. — Genre ALURNUS Fabricius.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Alurnus undatus* Brême, de Colombie (Pl. XXXIX, fig. 16) :

Aile assez grande (14 × 5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, sans M1a. M1 incurvé, effacé à la base. Cu1 incurvé, bifide à la base mais n'atteignant ni M2, ni an2, qui est losangique. 3A très fortement bisinué.

13. — Genre MECISTOMELA Jacobson.

Genre néotropical, divisé en deux sous-genres.

Mecistomela (s. str.) **marginata** Latreille.

Espèce du Brésil : Aile très grande (18 × 7 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, sans M1a. M1 en accent circonflexe, effacé à la base. Cu1 incurvé, n'atteignant ni M2, ni an2, qui est lenticulaire.

Mecistomela (Coraliomela) corallina Vigors.

Espèce du Brésil : Aile très grande (19 × 7 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué sans M1a. M1 en accent circonflexe, effacé à la base. Cu1 incurvé avec de faibles transverses joignant M2 et an2, qui est lenticulaire.

14. — Genre PSILURNUS Weise.

Genre brésilien. Nous décrivons l'aile de *Psilurnus consanguineus* Weise :

Aile très grande (25 × 9 mm), la plus grande connue chez les *Chrysomeloidea*, très chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 incurvé. Cu1 incurvé, n'atteignant ni M2, ni an2, qui est lenticulaire.

15. — Genre PROSOPODONTA Baly.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Prosopodonta costata* Waterhouse, de l'Équateur :

Aile petite (9,5 × 3,5 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué, effacé. M1 en accent circonflexe. Cu1 joignant M2 et an2.

16. — Genre CEPHALODONTA Baly.

Genre néotropical, divisé en quatre sous-genres.

Cephalodonta (s. str.) **maculata** Olivier.

Espèce du Brésil (Pl. XXXVIII, fig. 5) :

Aile moyenne (13,5 × 4,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 incurvé, à base disparue. Cu1 incurvé, avec traces de transverses fermant an2. an1 non fermé à l'apex, 1A et 2A étant disjoints. 3A fortement bisinué.

Cephalodonta (Pseudispa) westwoodi BALY.

Espèce du Venezuela (Pl. XXXVIII, fig. 10) :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé, disparu à la base. Cu1 incurvé, avec traces des liaisons fermant an2. an1 fermé.

Cephalodonta (Microdonta) scherzeri BALY.

Espèce du Venezuela : Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net, long. M1 incurvé, disparu à la base. Cu1 incurvé, avec traces de liaisons fermant an2. an1 fermé à l'apex.

Cephalodonta (Ocnosispa) conicicollis BALY.

Espèce du Brésil : Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net, long. Le reste de la nervation pratiquement identique à la précédente.

17. — Genre ACENTROPTERA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Acentroptera pulchella* GUÉRIN, du Brésil :

Aile petite (10 × 3,5 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé, disparu à la base. Cu1 incurvé avec, sur cette nervure et 1A, des traces des transverses disparues devant fermer an2.

18. — Genre HISPOLEPTIS BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hispoleptis diluta* GUÉRIN, de Cayenne (Pl. XXXIX, fig. 7) :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, ne joignant pas M2, avec une transverse cu-an, joignant 1A.

19. — Genre METAXYCERA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Metaxycera purpurata* GUÉRIN, du Brésil (Pl. XXXIX, fig. 9) :

Aile petite (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, atteignant presque M2 et relié partiellement avec 1A par deux transverses, fermant an2. an1 fermé.

20. — Genre PARADECATELIA UHMANN.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Paradecatelia pallipes* WEISE, du Brésil :

Aile très petite 2,5 × 0,75 mm), transparente. rt effacé, subtriangulaire. M1 incurvé. Cu1 presque droit, relié ni à M2, ni à 1A. 2A effacé.

21. — Genre STETHISPA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Stethispa bonvouloiri* BALY, de l'Amazone :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm très particulier, en Z, avec de part et d'autre M1a très net. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec traces des transverses devant fermer an2.

22. — Genre CHARISTENA BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Charistena ruficollis* FABRICIUS, du Brésil (Pl. XXXVIII, fig. 1) :

Aile petite (4 × 1 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec faibles traces de liaison avec 1A. 2A faible.

23. — Genre STERNOSTENA Weise.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Sternostena varians apicalis* Weise, du Brésil :

Aile petite (5 × 1,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces de transverses fermant an2.

24. — Genre ANISOSTENA Weise.

Genre surtout néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Anisostena nigrita* Olivier, des U.S.A. (Caroline) :

Aile petite (5,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2.

25. — Genre ANOPLITIS Chapuis.

Genre surtout néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Anoplitis inaequalis* Weber, des U.S.A. (Missouri) (Pl. XXXVIII, fig. 15) :

Aile petite (4 × 1,5 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, avec traces de M1a. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2. 2A presque disparu.

26. — Genre CLINOCARISPA Uhmann.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Clinocarispa bisbicarinata* Uhmann, de Guyane française :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec traces nettes des transverses fermant an2.

27. — Genre CHALEPOTATUS Weise.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chalepotatus coarctatus* Chapuis, du Brésil :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué avec M1a net. M1 en accent circonflexe. M2 incurvé avant la partie distale. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2.

28. — Genre CHALEPUS Thunberg.

Genre néotropical divisé en trois sous-genres.

Chalepus (s. str.) **acuticornis** Chapuis.

Espèce d'Amérique centrale : Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 bisinué, avec traces assez nettes des transverses fermant an2. 2A et 3A faibles.

Chalepus (Xenochalepus) waterhousei Baly.

Espèce du Mexique : Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 légèrement incurvé, avec faibles traces des transverses. Anales nettes.

29. — Genre BALIOSUS Weise.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Baliosus rubiginosus* Guérin, du Brésil :

Aile petite (7,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué avec traces de M1a. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces nettes des transverses fermant an2. Anales nettes.

30. — Genre PHYSOCORYNA CHAPUIS.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Physocoryna scabra* GUÉRIN, du Brésil :

Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé, disparu à la base. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2. 1A, 2A et 3A faibles.

31. — Genre BRACHYCORYNA BALY.

Genre américain. Nous décrivons l'aile de *Brachycoryna melsheimeri* CROTCH, de Californie (Pl. XXXIX, fig. 6) :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. rt subtriangulaire. rm effacé. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, faible, parallèle à 1A, faible également. 2A et 3A disparu.

32. — Genre OCTOTOMA SUFFRIAN.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Octotoma scabripennis* GUÉRIN, du Mexique :

Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec des transverses fermant partiellement an2, qui a la forme d'un trapèze.

33. — Genre PROBAENIA WEISE.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Probaenia crenatula* UHMANN, de Costa-Rica :

Aile petite (5,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 en accent circonflexe. Cu1 droit, avec des traces de transverses fermant an2, qui est trapézoïdal.

34. — Genre UROPLATA BALY.

Genre néotropical divisé en deux sous-genres.

Uroplata (s. str.) **angulata** FABRICIUS.

Espèce de Guyane (Pl. XXXIX, fig. 11) :

Aile petite (7 × 2 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec des transverses fermant an2, qui est trapézoïdal.

Uroplata (Heterispa) vinula ERICHSON.

Espèce du Pérou : Aile petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 incurvé, avec traces nettes de transverses fermant an2, qui est trapézoïdal.

35. — Genre ACANTHODES BALY.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Acanthodes leseleuci* GUÉRIN, du Brésil :

Aile petite (7 × 2 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2. 2A très faible.

36. — Genre OCTHISPA CHAPUIS.

Genre néotropical divisé en deux sous-genres :

Octhispa (s. str.) **robinsoni** BALY.

Espèce du Brésil (Pl. XXXVIII, fig. 6) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces seulement de la transverse distale. 2A et 3A presque disparus.

Octhispa (Hepthispa) limbata Baly.

Espèce de Costa-Rica (Pl. XXXIX, fig. 3) :

Aile très petite (4,5 × 1 mm), transparente. rt triangulaire. rm bisinué effacé. M1 disparu à la base. Cu1 et 1A à peine visibles. Le reste disparu. Cette aile est subbrachyptère.

37. — Genre PENTHISPA Chapuis.

Genre néotropical, divisé en deux sous-genres.

Penthispa (s. str.) **fairmairei** Chapuis.

Espèce de Costa-Rica (Pl. XXXIX, fig. 13) :

Aile petite (5,5 × 2 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2. 2A et 3A peu nets.

Penthispa (s. str.) **explanata** Chapuis.

Espèce d'Amérique centrale (Pl. XXXVIII, fig. 4) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. Nervation quasi identique à la précédente, mais an1 plus étroit.

Penthispa (Euprionota) aterrima Guérin.

Espèce d'Amérique centrale : Aile petite (7 × 2 mm), bien chitinisée. Nervation pratiquement semblable aux précédents, mais an2 plus étroit.

38. — Genre MICRORHOPALA Baly.

Genre surtout néotropical. Nous décrivons l'aile de *Microrhopala vittata* Fabricius, d'Amérique du Nord :

Aile petite (4,5 × 1,25 mm), transparente. rt triangulaire. rm effacé, ainsi que M1. Cubito-anales faibles, avec traces des transverses fermant an2, qui est trapézoïdal.

39. — Genre BOTRYONOPA Blanchard.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Botryonopa punctatissima* Chapuis, de Luçon :

Aile petite (9 × 3 mm), peu chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm coudé, avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, joignant M2, avec faibles traces de transverses fermant an2. 2A peu net.

40. — Genre ESTIGMENA Hope.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Estigmena chinensis* Hope, des Indes (Pl. XXXIX, fig. 1) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces de liaisons vers M2 et 1A. Anales nettes

41. — Genre ANISODERA Baly.

Genre indo-malais divisé en deux sous-genres.

Anisodera (s. str.) **rufa** Guérin.

Espèce de Java : Aile moyenne (13,5 × 4,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net ainsi que M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 presque droit, sans trace de transverse. Anales nettes.

Anisodera (Lissochila) humilis GESTRO.

Espèce de Sumatra : Aile moyenne (12 × 4 mm), peu chitinisée. Nervation presque identique à la précédente, mais Cu1 plus incurvé.

42. — Genre APROIDA PASCOE.

Genre australien. Nous décrivons l'aile d'*Aproida balyi* PASCOE, du Queensland :

Aile petite (9 × 3 mm), peu chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec traces des transverses devant fermer an2. Anales nettes.

43. — Genre HISPODONTA BALY.

Genre malais. Nous décrivons l'aile d'*Hispodonta janthina* BLANCHARD, de Célèbes :

Aile moyenne (11 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm net. M1 incurvé, disparu à la base. Cu1 droit, avec traces des transverses devant fermer an2. Anales nettes.

44. — Genre SPILISPA CHAPUIS.

Genre malais. Nous décrivons l'aile de *Spilispa imperialis* BALY, de Batchian :

Aile moyenne (11,5 × 4 mm), bien chitinisée, rembrunie à l'apex. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé, disparu à la base. Cu1 sinué, sans trace de transverses. Anales nettes.

45. — Genre CALLISPA BALY.

Genre éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Callispa brettinghami* BALY, de Birmanie :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm incurvé avec traces de M1a. M1 effacé à la base. Cu1 presque droit, sans traces de transverses. Anales nettes.

46. — Genre AMBLISPA BALY.

Genre éthiopien et indien. Nous décrivons l'aile d'*Amblispa dohrni* BALY, de Ceylan :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. M1 disparu à la base. Cu1 droit, avec traces d'une transverse vers 1A. 2A et 3A effacés.

47. — Genre LEPTHISPA BALY.

Genre paléarctique, éthiopien et indien. Nous décrivons l'aile de *Lepthispa filiformis* GERMAR, de Sicile (Pl. XXXIX, fig. 2) :

Aile petite (4,5 × 1,25 mm), transparente. rt ovalaire, allongé. rm peu net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, avec traces d'une transverse vers 1A. 2A et 3A disparus.

48. — Genre EURISPA BALY.

Genre australien, néo-guinéen et tasmanien. Nous décrivons l'aile d'*Eurispa normalis* BALY, du Queensland :

Aile petite (5 × 1,5 mm), transparente. rt triangulaire. rm incurvé, sans M1a. M1 disparu à la base. Cu1 légèrement sinué, sans traces de transverses. 1A et 2A non accolés à l'apex de an1, mais séparés par une transverse.

49. — Genre LEUCISPA CHAPUIS.

Genre d'Australie méridionale. Nous décrivons l'aile de *Leucispa odewahni* BALY, d'Adélaïde (Pl. XXXIX, fig. 8) :

Aile petite (6 × 2 mm), transparente. rt ovalaire. rm peu net, légèrement sinué. M1 très développé à la base, légèrement sinué. Cu1 légèrement sinué, sans transverses. 1 A et 2A séparés par une transverse à l'apex de an1. Subbrachyptère.

50. — Genre OCTODONTA CHAPUIS.

Genre de Malacca. Nous décrivons l'aile d'*Octodonta depressa* CHAPUIS :

Aile petite (4,5 × 1,25 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, peu net. M1 effacé à la base. Cu1 incurvé, sans transverses. 2A effacé.

51. — Genre BRONTHISPA SHARP.

Genre malais. Nous décrivons l'aile de *Bronthispa depressa* BALY, de Luçon :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm droit, net. M1 bien développé, en accent circonflexe. Cu1 légèrement incurvé, sans transverses. 2A assez faible.

52. — Genre PLESISPA CHAPUIS.

Genre de Malacca. Nous décrivons l'aile de *Plesispa reichei* CHAPUIS :

Aile petite (5 × 1,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm légèrement sinué, long. M1 bien développé. Cu1 légèrement incurvé, sans transverses. 2A disparu au-delà de an1.

53. — Genre OXYCEPHALA GUÉRIN.

Genre d'Australie, Nouvelle-Guinée et îles voisines. Nous décrivons l'aile d'*Oxycephala speciosa* BOISDUVAL, de Nouvelle-Guinée :

Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. rt rectangulaire. rm droit. M1 bien développé. Cu1 légèrement incurvé, sans traces de transverses. Anales bien développées.

54. — Genre CRYPTONYCHUS GYLLENHAL.

Genre éthiopien, divisé en trois sous-genres :

Cryptonychus (s. str.) **murrayi** BALY.

Espèce du Togo (Pl. XXXIX, fig. 14) :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 incurvé, bien développé. Cu1 droit, relié à M2 et, faiblement, à an2, qui est triangulaire. Anales nettes.

Cryptonychus (Gyllenhaleus) bipunctatus BALY.

Espèce du Congo belge (Pl. XXXVIII, fig. 8) :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), assez chitinisée, rembrunie à l'apex. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 droit, relié à M2 et, faiblement, à an2, qui est lenticulaire. 1A et 2A séparés à l'apex de an1.

Cryptonychus (Cryptonychellus) breviceps WEISE.

Espèce du Congo belge : Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée, rembrunie à l'apex. rt triangulaire. rm sinué. M1 développé. Cubito-anales faibles, à peu près comme dans l'espèce précédente.

55. — Genre CHOERIDIONA Baly.

Genre des Indes. Nous décrivons l'aile de *Choeridiona feae* Gestro, de Birmanie (Pl. XXXVIII, fig. 13) :

Aile petite (4 × 1,5 mm), transparente. rt subtriangulaire. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 faible, court, relié par une transverse à 1a.

56. — Genre PRIONISPA Chapuis.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Prionispa fulvicollis* Guérin, de Java :

Aile petite (8,5 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, avec une transverse vers 1A.

57. — Genre ONCOCEPHALA Chevrolat.

Genre éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile d'*Oncocephala proxima* Gestro, du Congo belge :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt petit, triangulaire. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, sans traces de transverses. 2A faible.

58. — Genre EXOTHISPA Kolbe.

Genre d'Afrique orientale. Nous décrivons l'aile d'*Exothispa reimeri* Kolbe (Pl. XXXVIII, fig. 3) :

Aile moyenne (13 × 4 mm), faiblement chitinisée. rt triangulaire. rm peu net. M1 bisinué. Cu1 presque droit, avec traces de transverses devant fermer an2.

59. — Genre JAVETA Baly.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Javeta corporaali* Weise, de Sumatra Pl. XXXVIII, fig. 11) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 effacé à la base. Cu1 légèrement incurvé, avec traces d'une transverse vers 1A.

60. — Genre COELAENOMENODERA Blanchard.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Coelaenomenodera femorata* Fairmaire, de Madagascar :

Aile moyenne (13 × 3,5 mm), très chitinisée. rt trapézoïdal. rm légèrement bisinué. M1 effacé à la base. Cu1 incurvé, relié par une transverse à M2 et 1A.

61. — Genre BALYANA Peringuey.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Balyana sculptilis* Fairmaire, d'Afrique orientale :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée. Cu1 incurvé, sans transverses vers M2 ou vers 1A.

62. — Genre PROMECOTHECA Blanchard.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Promecotheca cyanipes* Erichson, des Philippines (Pl. XXXVIII, fig. 2) :

Aile moyenne (13 × 4 mm), très chitinisée. rt trapézoïdal. rm fortement bisinué. M1 effacé à la base. Cu1 incurvé, avec traces d'une transverse joignant an1.

63. — Genre WALLACEA BALY.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Wallacea angularis* CHAPUIS (in litt.), de Malaisie :

Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 incurvé. Cu1 droit, sans transverses. 2A faible.

64. — Genre DOWNESIA BALY.

Genre indo-malais et malgache, divisé en deux sous-genres.

Downesia (s. str.) **grandis** GESTRO.

Espèce de Birmanie : Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 effacé à la base. Cu1 incurvé, avec traces d'une transverse vers 1A. 2A effacé.

Downesia (Paradownesia) fruhstorferi GESTRO.

Espèce de Tonkin : Aile petite (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 bisinué. Cu1 incurvé, avec traces nettes des transverses fermant an2, qui est trapézoïdal. 2A effacé.

65. — Genre AGONIA WEISE.

Genre éthiopien et indo-malais, divisé en deux sous-genres :

Agonia (s. str.) **fossulata** GUÉRIN.

Espèce du Congo : Aile petite (4,5 × 1,25 mm), peu chitinisée. rt lenticulaire. rm très bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, avec légères traces d'une transverse. 2A et 3A faibles.

Agonia (Agoniella) apicalis BALY.

Espèce des Philippines (Pl. XXXIX, fig. 5) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 en accent circonflexe. Cu1 bisinué, sans traces de transverses. 2A effacé.

66. — Genre GONOPHORA BALY.

Genre indo-malais, divisé en trois sous-genres.

Gonophora (s. str.) **apicalis** BALY.

Espèce des Philippines : Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 net, incurvé. Cu1 incurvé, avec traces d'une transverse vers 1A. 2A et 3A effacés.

Gonophora (Micrispa) sinuata GESTRO.

Espèce de Java : Aile petite (4 × 1,25 mm), peu chitinisée. Nervation très voisine de la précédente.

67. — Genre MONOCHIRUS CHAPUIS.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Monochirus callicanthus* BATES, des Philippines :

Aile petite (4 × 1 mm), transparente. rt ouvert (disparition de r). rm disparu ainsi que M1 à la base. Système cubito-anal faible. Cu1 joignant M2 et an2, qui est triangulaire.

68. — Genre ACMENYCHUS WEISE.

Genre d'Asie Mineure, Mongolie, Népal. Nous décrivons l'aile d'*Acmenychus inermis* ZOUBKOFF, du Daghestan :

Aile petite (5 × 1,5 mm), transparente. rt ouvert. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé joignant an2, qui est triangulaire.

69. — Genre PSEUDHISPELLA KRAATZ.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Pseudhispella militaris* WEISE, d'Afrique orientale :

Aile petite (4 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt ouvert. rm peu net. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est triangulaire. 2A partiellement effacé.

Pseudhispella crampeli ACHARD, du Katanga, présente une aile plus grande (5 × 1,5 mm), peu chitinisée. Nervation très voisine. rm net, bisinué. an2 trapézoïdal.

70. — Genre POLYCONIA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Polyconia spinicornis* KRAATZ, de Lulua :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt ouvert. rm bisinué. M1 effacé à la base. Système cubito-anal calqué sur l'espèce présédente.

71. — Genre HISPELLA CHAPUIS.

Genre paléarctique et indien. Nous décrivons l'aile d'*Hispella atra* LINNÉ, de France :

Aile petite (3,5 × 1 mm), transparente. rt ouvert. rm peu net, bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est triangulaire.

72. — Genre DORCATHISPA WEISE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Dorcathispa alternata* WEISE, d'Afrique orientale :

Aile petite (4 × 1,25 mm), transparente. rt ouvert. rm peu net. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant an2, subtriangulaire.

73. — Genre PHIDODONTA WEISE.

Genre indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Phidodonta australia* MOTSCHULSKY, de Melbourne :

Aile petite (5,5 × 1,75 mm), peu chitinisée. rt ouvert. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 joignant an2, qui est trapézoïdal.

74. — Genre RHADINOSA WEISE.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Rhadinosa reticulata* BALY, sur un spécimen de Java (Pl. XXXVIII, fig. 17) :

Aile petite (5,5 × 1,5 mm), peu chitinisée. rt ouvert. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 joignant M2 et ΓA. Entre cu-an et an1 se trouve an2, qui est lenticulaire.

75. — Genre DACTYLISPA WEISE.

Genre éthiopien et indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Dactylispa aculeata* KLUG, de Guinée (Pl. XXXVIII, fig. 14) :

Aile petite (5,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt ouvert. rm bisinué, peu net. M1 disparu à la base. Cu1 droit, relié à an2, qui est triangulaire.

76. — Genre TRICHISPA CHAPUIS.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Trichispa sericea* GUÉRIN, du Congo (Pl. XXXVIII, fig. 12) :

Aile petite (3,5 × 1 mm), peu chitinisée. rt ouvert. rm peu net. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est triangulaire, mais non fermé basalement.

77. — Genre HISPA LINNÉ.

Genre surtout éthiopien et indo-malais, divisé en trois sous-genres.

Hispa (s. str.) **testacea** LINNÉ.

Spécimen d'Athènes. Aile petite (5,5 × 2 mm), peu chitinisée. rt ouvert. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 droit, relié à M2 et à an2, qui est sublosangique.

Hispa (Chrysispa) viridicyanea KRAATZ.

Espèce du Gabon (Pl. XXXIX, fig. 4) :

Aile petite (6,5 × 2 mm), assez chitinisée. rt ouvert. rm bisinué. Cu1 joignant M2 et an2, qui est triangulaire.

78. — Genre PLATYPRIA GUÉRIN.

Genre éthiopien et indo-malais, divisé en deux sous-genres :

Platypria (s. str.) **echidna** GUÉRIN.

Espèce des Indes : Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt fermé, triangulaire. rm coudé, peu net. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant M2 et an2, qui est triangulaire.

Platypria (Dichirispa) transvaalensis PÉRINGUEY.

Espèce du Transvaal : Aile petite (6 × 2 mm), bien chitinisée. rt fermé. rm bisinué. M1 disparu à la base. Système cubito-anal calqué sur le précédent.

79. — Genre CASSIDISPA GESTRO.

Genre décrit pour une espèce de l'Angola et de la Chine. Nous décrivons l'aile de *Cassidispa granulosa* WEISE, de l'Angola (Pl. XXXIX, fig. 10) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt fermé, triangulaire. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant M2 et an2 subtrapézoïdal.

CONCLUSIONS SUR LES *HISPIDAE*.

Les *Hispidae* que nous avons étudiés se sont tous révélés macroptères. Il est très vraisemblable cependant que, comme dans les *Cassididae*, il existe des brachy- et des microptères. La nervation alaire des *Hispidae* semble très variable et s'éloigne très souvent du schéma théorique décrit précédemment. Ces variations sont réparties sans ordre à travers les groupes systématiques. Peut-être y aurait-il lieu d'en tenir compte pour l'étude phylogénique de la famille. Tantôt rt est ouvert, tantôt il est fermé; tantôt M1 est bien développé, tantôt il est réduit à sa partie distale. Enfin, ce qui varie le plus, c'est le système cubito-anal où an2 est tantôt semblable au schéma théorique, tantôt très différent, tantôt inexistant.

16. — CASSIDIDAE.

Les *Cassididae* sont bien connus par leur aspect très particulier qui les a fait nommer par les Anglais « tortoise beetle ». Leur coloration élytrale est tantôt métallique, tantôt chimique. Elle est souvent très belle (dorée, argentée, etc.), parfois durable (*Desmonota*),

tantôt labile (*Aspidomorpha, Cassida*). Les Cassides sont très fortement apparentés aux Hispides et il existe des genres de transition. Leurs larves sont porteuses d'excréments et leur biologie est très bien connue en Europe et dans les pays tropicaux.

Nous décrivons les ailes des genres de Cassides en suivant aussi étroitement que possible la récente classification proposée par HINCKS (1952).

1. — Genre PLATYAUCHENIA STURM.

Genre brésilien, faisant la transition avec les Hispides. Nous décrivons l'aile de *Platyauchenia limbata* STURM :

Aile grande (15 × 5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, relié à M2 et, par une large transverse, à an2, qui est sublosangique.

2. — Genre NOTOSACANTHA CHEVROLAT.

Genre malgache et indo-australien. Nous décrivons l'aile de *Notosacantha echinata* FABRICIUS, de Madagascar :

Aile petite (7 × 2,5 mm), peu chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, relié à an2, qui est triangulaire.

3. — Genre ANDROYA SPAETH.

Genre surtout malgache. Nous décrivons l'aile d'*Androya longula* FAIRMAIRE, de Madagascar (Androy) :

Aile petite (8 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm fortement bisinué. M1 bisinué. Cu1 incurvé, relié à an2, qui est sublosangique.

Androya obscuricollis FAIRMAIRE, de Madagascar (Pl. XL, fig.), présente une aile plus grande (13 × 4 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm et M1 semblables. Cu1 incurvé, joignant M2 et an2, qui est très grand.

4. — Genre METRIOPEPLA FAIRMAIRE.

Genre d'Afrique orientale. Nous décrivons l'aile de *Metriopepla inornata* WATERHOUSE (Pl. XL, fig. 15) :

Aile petite (8 × 2,75 mm), bin chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 net. Cu1 incurvé, avec traces des transverses fermant an2, qui est losangique.

5. — Genre EPISTICTINA HINCKS.

Genre indien. Nous décrivons l'aile d'*Epistictina viridimaculata* BOHEMAN, du Népal :

Aile petite (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec traces de M1a. M1 légèrement bisinué. Cu1 incurvé, avec traces nettes des transverses fermant an2, qui est losangique.

6. — Genre BASIPRIONOTA CHEVROLAT.

Genre indo-malais, divisé en deux sous-genres.

Basiprionota (s. str.) **multiplagiata** WAGENER.

Espèce des îles Andaman : Aile petite (11 × 4 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué, avec M1a net. M1 bisinué. Cu1 incurvé, non relié à M2 et à an2, qui est losangique.

Basiprionota (Stenoprioptera) tibetana SPAETH.

Espèce de Tibet : Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation quasi identique à la précédente.

7. — Genre MEGAPYGA Boheman.

Genre malais. Nous décrivons l'aile de *Megapyga eximia* Boheman, de Manille :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. M1 incurvé. Cu1 relié à an2, qui est losangique, mais transverses peu nettes.

8. — Genre CRASPEDONTA Chevrolat.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Craspedonta leyana* Latreille (Pl. XL, fig. 2) :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec M1a net. M1 légèrement bisinué. Cu1 incurvé, relié à an2, qui est losangique mais mal délimité.

9. — Genre DELOCRANIA Guérin-Méneville.

Genre néotropical. Nous avons disséqué *Delocrania cossyphoides* Guérin, du Brésil, qui est aptère, comme vraisemblablement tout le genre.

10. — Genre SPAETHIELLA Barber and Bridwell.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Spaethiella picina* Boheman, du Brésil (Bahia) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 disparu à la base. Cu1 incurvé, joignant M2 et an2, qui est subpentagonal.

11. — Genre HEMISPHAEROTA Chevrolat.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hemisphaerota cyanea* Say, de Floride (Miami) :

Aile petite (5 × 1,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 effacé à la base. Cu1 droit, relié à an2, qui est ovalaire.

12. — Genre IMATIDIUM Fabricius.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Imatidium capense* Herbst, du Pérou :

Aile petite (6,5 × 2,75 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. M1 long, bisinué. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est subtriangulaire.

13. — Genre CALLIASPIS Dejean.

Nous décrivons l'aile de *Calliaspis rubra* Olivier, de Cayenne :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm coudé. M1 incurvé, effacé à la base. Cu1 faiblement relié à M2 et à an2, qui est triangulaire.

14. — Genre SPILOPHORA Boheman.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Spilophora trigemina* Guérin, de Cayenne (Pl. XL, fig. 6) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué. M1 en accent circonflexe. M2 incurvé avant la partie distale. Cu1 bisinué, avec an2 à transverses interrompues.

15. — Genre CALYPTOCEPHALA Chevrolat.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Calyptocephala brevicornis* Boheman, du Brésil (Pl. XL, fig. 13) :

Aile petite (9 × 3,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 effacé à la base. Cu1 légèrement incurvé, isolé. an2 ouvert.

16. — Genre POLYCHALCA CHEVROLAT.

Genre néotropical, divisé en deux sous-genres :

Polychalca (s. str.) **variolosa** FABRICIUS.

Espèce du Brésil (Bahia) : Aile grande (14,5 × 5,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 relié à an2 qui est grand, losangique.

Polychalca (s. str.) **nigroaenea** BOHEMAN.

Espèce de Colombie : Présente une aile semblable (14 × 5 mm), très chitinisée. rt triangulaire, plus petit. an2 losangique, mais à contour externe faible.

Polychalca (Desmonata) platynota GERMAR.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (13 × 4 mm), très chitinisée. rt subtriangulaire. Cu1 incurvé, relié à an2 dont les transverses sont partiellement interrompues. an2 losangique.

17. — Genre OMOCERUS CHEVROLAT.

Genre néotropical, divisé en quatre sous-genres :

Omocerus (s. str.) **bicornis** LINNÉ.

Espèce de l'Amazone : Aile grande (15 × 5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé, isolé. an2 grand, triangulaire.

Omocerus (Paratauroma) smaragdina BOHEMAN.

Espèce de Colombie : Aile grande (14 × 4,5 mm), très chitinisée. Nervation très voisine de la précédente, mais an2 à transverses interrompues, peu nettes.

Omocerus (Platytauroma) anchoralis BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (12,5 × 4 mm), très chitinisée. Nervation presque identique à la précédente, mais les transverses fermant an2 très irrégulières.

Omocerus (Nebroma) antiqua KLUG.

Espèce du Brésil méridional : Aile moyenne (12 × 4 mm), très chitinisée. Nervation semblable mais Cu1 presque droit, relié à an2 dont les transverses sont irrégulières.

18. — Genre CYCLOSOMA GUÉRIN-MÉNEVILLE.

Genre néotropical, divisé en trois sous-genres :

Cyclosoma (s. str.) **tristis** GUÉRIN.

Espèce de Bolivie : Aile grande (15 × 5 mm), très chitinisée. rt triangulaire, rm incurvé, ainsi que M1. Cu1 interrompu avant une transverse vers M2 et an2, qui est losangique.

Cyclosoma (Dolichotoma) aenea GERMAR.

Espèce du Brésil : Aile grande (18 × 6,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 droit, isolé. an2 grand, losangique.

Cyclosoma (Proglima) mirabilis BOHEMAN.

Espèce du Pérou : Aile grande (21 × 7 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. Système cubito-anal identique au précédent.

19. — Genre DISCOMORPHA CHEVROLAT.

Genre néotropical, divisé en trois sous-genres :

Discomorpha (s. str.) **lanuginosa** BOHEMAN.

Espèce de Colombie : Aile grande (15 × 5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec M1a net. Système cubito-anal classique.

Discomorpha (Vulpia) mandli SPAETH.

Espèce du Pérou : Aile grande (18 × 7 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm incurvé, avec M1a long. Cu1 droit, isolé. an2 grand, triangulaire.

20. — Genre CANISTRA ERICHSON.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Canistra osculatii* GUÉRIN, de l'Équateur :

Aile grande (17 × 7 mm), très chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué avec M1a net. M1 bisinué, effacé à la base. Cu1 faiblement relié à M2, an2 losangique.

Canistra rubiginosa GUÉRIN, espèce du Brésil, présente une aile grande (17 × 6 mm), très chitinisée. Nervation semblable, dans les moindres détails, à la précédente.

21. — Genre CASSIDINOMA HINCKS.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cassidinoma denticulata* BOHEMAN, du Paraguay :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. Cu1 incurvé, relié faiblement à M2 et à an2, qui est losangique.

22. — Genre CARLOBRUCHIA SPAETH.

Genre néotropical, divisé en deux sous-genres :

Carlobruchia (s. str.) **tricostata** SPAETH.

Espèce d'Argentine : Aile moyenne (14 × 4 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm et M1 classiques. Cu1 légèrement incurvé, faiblement relié à M2 et à an2, qui est triangulaire.

Carlobruchia (Smodingonota) carbonaria KLUG.

Espèce du Paraguay : Aile grande (16 × 5 mm), très chitinisée. Nervation identique à la précédente, à cette différence près que Cu1 est moins bien relié à an2.

23. — Genre ZEUGONOTA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Zeugonota quadrinodosa* BOHEMAN, du Brésil :

Aile moyenne (9 × 3 mm), très chitinisée. rt triangulaire, petit. rm bisinué, peu net. Cu1 incurvé, relié à an2, qui est sublosangique.

24. — Genre CHLAMYDOCASSIS SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chlamydocassis metallica* KLUG, d'Argentine :

Aile petite (7 × 2 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. rm effacé. M1 classique Cu1 presque droit, interrompu avant an2, qui est sublosangique, et une transverse vers M2.

25. — Genre POLYCHALMA Barber and Bridwell.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Polychalma multicava* Latreille, de Colombie :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. M1 effacé à la base. Cu1 presque droit, relié à an2, sublosangique.

26. — Genre GONIOCHENIA Weise.

Genre néotropical, divisé en deux sous-genres :

Goniochenia (s. str.) **quadraticollis** Boheman.

Espèce du Brésil : Aile grande (22 × 8 à 6 mm), très chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué. M1 bisinué également. Cu1 incurvé, faiblement relié à M2 et à an2, qui est plus ou moins bien fermé.

Goniochenia (Baranosa) elocata Boheman.

Espèce du Brésil : Aile grande (19 × 6 mm), très chitinisée. rt lenticulaire. rm et M1a classiques. Système cubito-anal calqué sur l'espèce précédente.

27. — Genre HERISSA Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Herissa pantherina* Blanchard, du Brésil :

Aile grande (14 × 5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm et M1 comme précédemment. Cu1 incurvé, relié à M2 et à an2, qui est losangique.

28. — Genre DORYNOTA Chevrolat.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Dorynota pugionata* Germar, du Brésil (Pl. XL, fig. 4) :

Aile moyenne (12 × 4 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. M1 incurvé. Cu1 incurvé, isolé. an2 losangique.

29. — Genre PARANOTA Monròs et Viana.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Paranota ensifera* Boheman, du Paraguay :

Aile petite (10 × 3 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué avec M1a net. Cu1 incurvé, relié à an2 par une transverse. an2 losangique.

30. — Genre OMOTEINA Chevrolat.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Omoteina humeralis* Olivier, de Haïti :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation presque identique au genre précédent, mais rm moins net et Cu1 non relié à an2.

31. — Genre EREMIONYCHA Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Eremionycha bahiana* Boheman, du Brésil (São Paulo) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. rm bisinué, peu net. M1 bisinué. Cu1 incurvé, relié faiblement à M2 et à an2, qui est sublosangique.

32. — Genre EUGENYSA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Eugenysa grossa* LINNÉ, de Guyane :

Aile grande (19 × 6,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 bisinué. Cu1 presque droit, faiblement relié à M2, non à an2, qui est sublosangique.

Eugenysa columbiana BOHEMAN, de Colombie, a une aile plus petite (17 × 6 mm), très chitinisée. La nervation en est absolument identique.

33. — Genre MIOCALASPIS WEISE.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Miocalaspis gentilis* ERICHSON, du Pérou :

Aile grande (16 × 5,5 mm), très chitinisée. rt triangulaire. Nervation presque identique à celle du genre précédent.

34. — Genre AGENYSA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Agenysa caedemadens* LICHTENSTEIN, de Guyane :

Aile grande (14 × 4,5 mm), très chitinisée. Nervation très semblable à celle des deux genres précédents, mais an2 plus losangique et moins bien fermé.

35. — Genre STOLAS BILLBERG.

Genre néotropical, divisé en neuf sous-genres :

Stolas (s. str.) **antiqua** SAHLBERG.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (10 × 3 mm), bien chitinisée. rt trapézoïdal. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué, effacé à la base. M2 incurvé avant la partie apicale. Cu1 interrompu avant une transverse vers M2 et an2, qui est losangique.

Stolas (Cyrtonota) bang-haasi SPAETH.

Espèce du Pérou : Aile grande (14 × 4,5 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 droit, effacé à la base. Cu1 droit, isolé. an2 sublosangique.

Stolas (Cyrtonota) lateralis LINNÉ.

Espèce de Cayenne : Aile plus petite (11 × 3,5 mm), bien chitinisée. Nervation identique à l'espèce précédente, mais M1 plus bisinué.

Stolas (Mesomphalia) gibbosa FABRICIUS.

Espèce du Brésil : Aile grande (18 × 6 mm), très chitinisée. rt triangulaire. rm coudé avec traces de M1a. M1 bisinué. Cu1, droit, relié à M2 et à an2, qui est sublosangique.

Stolas (Anacassis) cribrum KLUG.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (12 × 4 mm), très chitinisée. rt trapézoïdal. Le reste de la nervation identique.

Stolas (Nebraspis) corticina BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (12 × 4 mm), assez chitinisée. rt trapézoïdal. rm bisinué. M1 bisinué, effacé à la base. an2 losangique à côté externe faible.

Stolas (Batanochara) angulata GERMAR.

Espèce d'Argentine : Aile moyenne (13 × 4 mm), très chitinisée. Nervation de même type que les précédentes.

Stolas (Poecilaspidella) proxima Boheman.

Espèce d'Uruguay : Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation comme les précédentes.

36. — Genre ANEPSIOMORPHA Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Anepsiomorpha deplanata* Boheman, d'Argentine :

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt triangulaire. rm bisinué. M1 incurvé. Cu1 droit, relié faiblement à M2. an2 sublosangique.

37. — Genre HILAROCASSIS Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hilarocassis evanida* Boheman, de Colombie (Pl. XL, fig. 16) :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée. rt petit, lenticulaire. rm bisinué. M1 court, bisinué. Cu1 droit, relié faiblement à M2 et à an2, qui est sublosangique, mais différent dans les deux ailes du spécimen disséqué. Dans un spécimen, la transverse supérieure qui ferme an2 est ouverte.

38. — Genre ZATREPHINA Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Zatrephina lineata* Fabricius, de Guyane :

Aile moyenne (9 × 3 mm), bien chitinisée. Aile de type classique, avec Cu1 relié à M2 et à an2, qui est sublosangique.

39. — Genre TERPSIS Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Terpsis quadrivittata* Champion, de Costa-Rica :

Aile moyenne (10 × 3 mm), bien chitinisée. Schéma classique, avec an2 sublosangique, mal fermé.

40. — Genre ELYTROGONA Chevrolat.

Genre de Saint-Domingue, aptère. Nous avons disséqué *E. bacca* Boheman, *E. interjecta* Boheman et *E. quatuordecimmaculata* Latreille, sans trouver d'ailes.

41. — Genre STOIBA Spaeth.

Genre de Cuba et de la Jamaïque. Nous décrivons l'aile de *Stoiba flavicollis* Klug, de Cuba (Pl. XL, fig. 8) :

Aile microptère (1,25 × 0,75 mm). On y distingue des vestiges faibles de R1 et de M2.

42. — Genre AMYTHRA Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Amythra valida* Boheman, du Brésil :

Aile grande (15 × 5 mm), très chitinisée. Nervation classique avec Cu1 incurvé, relié à M2 et à an2, qui est losangique.

43. — Genre PARASELENIS Spaeth.

Genre néotropical, divisé en trois sous-genres :

Paraselenis (s. str.) **axillaris** Sahlberg.

Espèce du Brésil : Aile moyenne (11 × 3,5 mm), assez chitinisée. rt lenticulaire. M1 allongé, droit. Cu1 incurvé. an2 subtriangulaire.

Paraselenis (Pseudechoma) marginipennis SPAETH.

Espèce du Pérou : Aile moyenne (13 × 4 mm), bien chitinisée. Nervation classique, sauf en ce qui concerne le système cubito-anal : an2 est ouvert, les transverses devant le fermer étant incomplètes, et Cu1 est dans le prolongement de l'une d'entre elles.

Paraselenis (Spaethiechoma) normalis GERMAR.

Espèce du Pérou (Pl. XL, fig. 3) :

Aile moyenne (12,5 × 4 mm), bien chitinisée. Nervation classique. Cu1 droit, isolé. an2 sublosangique mais largement ouvert.

44. — Genre OGDOECOSTA SPAETH.

Genre du Mexique et d'Amérique centrale. Nous décrivons l'aile d'*Ogdoecosta guttifera* BOHEMAN, du Guatémala :

Aile moyenne (12 × 4 mm), très chitinisée. rt mince, lenticulaire. rm effacé. M1 effacé à la base. Cu1 droit, interrompu avant M2 et an2, qui est ouvert et losangique.

45. — Genre CHELYMORPHA CHEVROLAT.

Genre surtout néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chelymorpha cassidea* FABRICIUS d'Amérique du Nord :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 interrompu et an2 fermé, sublosangique.

46. — Genre PHYTODECTOIDEA SPAETH.

Genre du Mexique. Nous décrivons l'aile de *Phytodectoidea duodecimsignata* BOHEMAN :

Aile petite (6,5 × 2,5 mm), peu chitinisée. Nervation classique, mais système cubito-anal effacé. an2 sublosangique.

47. — Genre ECHOMA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Echoma marginata* LINNÉ, de Guyane :

Aile moyenne (12,5 × 4 mm), très chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 presque droit, interrompu. an2 losangique.

48. — Genre ACROMIS CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Acromis spinifex* LINNÉ, du Brésil :

Aile moyenne (11 × 3,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, mais Cu1 faible, isolé. an2 losangique ouvert.

49. — Genre OMASPIDES CHEVROLAT.

Genre néotropical, divisé en trois sous-genres :

Omaspides (s. str.) **pallidipennis** BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile petite (9 × 3 mm), transparente. Nervation classique, mais M1 disparu à la base et système cubito-anal très effacé, à tel point que seuls 1A et 2A se distinguent partiellement.

Omaspides (Parechoma) semilineata BOHEMAN.

Espèce du Brésil (Bahia) : Aile moyenne (14 × 5 mm), bien chitinisée. Nervation classique avec Cu1 droit, non relié à M2 mais relié à an2, qui est losangique.

Omaspides (Paromaspides) sobrina BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile petite (9 × 3 mm), peu chitinisée. Nervation classique. Cu1 droit, isolé. an2 losangique, ouvert (aile gauche) et avec la transverse inférieure disparue (aile droite).

50. — Genre ISCHYROSONYX STURM.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Ischyrosonyx nigrosignata* BOHEMAN, de Colombie :

Aile petite (8 × 3 mm), très chitinisée. Nervation classique. Cu1 relié à M2 et à an2, qui est sublosangique et tantôt ouvert, tantôt fermé.

51. — Genre CISTUDINELLA CHAMPION.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cistudinella notata* BOHEMAN, du Brésil (Bahia) :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, à système cubito-anal peu chitinisé. Cu1 droit, relié à an2, qui est losangique.

52. — Genre ASTERIZA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Asteriza flavicornis* OLIVIER, d'Haïti :

Aile moyenne (10 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation classique. Cu1 droit, relié faiblement à M2 et à an2, qui est losangique.

53. — Genre PHYSONOTA BOHEMAN.

Genre néotropical, divisé en cinq sous-genres :

Physonota (s. str.) **alutacea** BOHEMAN.

Espèce de Colombie : Aile moyenne (12,5 × 4 mm), bien chitinisée. Nervation classique. rt petit, lenticulaire. Cu1 à peine incurvé, faiblement relié à M2 et à an2, qui est sublosangique.

Physonota (Physonaspis) calcarata BOHEMAN.

Espèce du Mexique : Aile moyenne (13 × 4 mm), très chitinisée. Nervation classique. M1 effacé à la base. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est ouvert et losangique.

Physonota (Platycycla) deruta BOHEMAN.

Espèce du Mexique : Aile moyenne (11,5 × 4 mm), bien chitinisée. Nervation classique. Cu1 incurvé, très faiblement, relié à M2 et à an2, qui est légèrement ouvert et losangique.

Phynosota (Eurypepla) vitrea BOHEMAN.

Espèce des îles Bahamas : Aile moyenne (10 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation classique. Cu1 droit, isolé. an2 losangique, légèrement ouvert.

Physonota (Enagria) ovata BOHEMAN.

Espèce du Mexique : Aile petite (7 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation classique. Cu1 droit. an2 losangique, largement ouvert.

54. — Genre ASPIDOMORPHA HOPE.

Genre éthiopien et indo-australien, divisé en quatre sous-genres.

Aspidomorpha (s. str.) **argillacea** Weise.

Espèce du Congo : Aile moyenne (12 × 4 mm), assez chitinisée. rt subtriangulaire. rm bisinué. M1 bisinué. Cu1 incurvé, joignant M2 et an2, qui est losangique.

Aspidomorpha (s. str.) **ganglbaueri** Spaeth.

Espèce du Congo : Aile petite (6 × 2 mm), transparente. rt subtriangulaire. rm et M1 effacés. Système cubito-anal classique mais, presque disparu.

Aspidomorpha (Megaspidomorpha) chlorotica Olivier.

Espèce du Congo belge : Aile moyenne (13,5 × 4,5 mm), bien chitinisée. rt lenticulaire. Nervation classique, avec Cu1 incurvé, relié à M2 et an2, qui est losangique.

Aspidomorpha (Weiseocassis) prasina Weise.

Espèce du Congo belge : Aile petite (7 × 2,5 mm), transparente. rt triangulaire. rm bisinué, effacé. M1 effacé. Système cubito-anal classique, mais à peine visible.

Aspidomorpha (Conchyloctenia) spilota Boheman.

Espèce du Congo : Aile moyenne (11 × 4 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. Nervation classique, avec Cu1 incurvé, relié à M2 et à an2, qui est losangique.

55. — Genre SINDIA Weise.

Genre des Indes. Nous décrivons l'aile de *Sindia clathrata* Fabricius :

Aile grande (13 × 5 mm), très chitinisée. Nervation classique. M1 en accent circonflexe. Cu1 presque droit, faiblement relié à M2 et à an2, qui est sublosangique.

56. — Genre SINDIOLA Spaeth.

Genre de Birmanie. Nous décrivons l'aile de *Sindiola parallelipennis* Spaeth :

Aile petite (8,5 × 3 mm), assez chitinisée. rt triangulaire. Nervation classique, avec Cu1 incurvé, relié à an2, qui est losangique, mais non à M2.

57. — Genre HYBOSINOTA Spaeth.

Genre d'Afrique méridionale et orientale. Nous décrivons l'aile d'*Hybosinota nodulosa* Boheman, du Natal :

Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation de type classique. rt trapézoïdal. Cu1 incurvé, relié faiblement à M2 et à an2 en losange allongé.

Hybosinota turrigera Boheman, d'Afrique orientale a une aile de même dimension et de nervation absolument identique.

58. — Genre LACCOPTERA Boheman.

Genre indo-australien et éthiopien, divisé en 9 sous-genres :

Laccoptera (s. str.) **excavata** Boheman.

Espèce du Cap : Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. rt subtriangulaire. M1 fortement bisinué. Cu1 incurvé, relié faiblement à M2 et à an2, qui est sublosangique.

Laccoptera (Patrisma) murrayi Boheman.

Espèce d'Afrique occidentale : Aile moyenne (10 × 3,5 mm), bien chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 légèrement incurvé, relié à an2, qui est losangique, et, faiblement, à M2.

Laccoptera (Orphnoda) cancellata Boheman.

Espèce du Cap : Aile moyenne (10 × 3,5 mm), assez chitinisée. Nervation de type classique, analogue aux précédents.

Laccoptera (Orphnodina) distans Spaeth.

Espèce d'Afrique orientale : Aile moyenne (11 × 4 mm), bien chitinisée. Nervation analogue aux précédents.

Laccoptera (Orphnodella) abyssinica Boheman.

Espèce d'Afrique du Nord-Est : Aile petite (8 × 3 mm), assez chitinisée. Nervation de type classique, comme les précédents.

Laccoptera (Laccopteroidea) tredecimpunctata Fabricius.

Espèce de Java : Aile petite (8 × 3 mm), peu chitinisée. Nervation classique, comme les précédents, mais Cu1 droit, relié seulement à an2.

Laccoptera (Eulaccoptera) corrugata Sahlberg.

Espèce d'Afrique occidentale : Aile petite (9 × 3,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique. Cu1 relié à M2 et an2.

59. — Genre BASIPTA Chevrolat.

Genre d'Afrique du Sud. Nous décrivons l'aile de *Basipta pallens* Boheman, du Cap :

Aile petite (10 × 3 mm), transparente. rt trapézoïdal. rm peu net, ainsi que M1. Système cubito-anal classique, mais effacé.

60. — Genre MACROMONYCHA Spaeth.

Genre du Caucase et du Turkestan. Nous décrivons l'aile de *Macromonycha apicalis* Gebler, du Caucase :

Aile petite (5 × 2 mm), transparente. Nervation effacée, mais classique. an2 losangique, mais peu net.

61. — Genre NABATHAEA Spaeth.

Genre d'Arabie. Nous décrivons l'aile de *Nabathaea pygmaea* Spaeth, d'Aden :

Aile très petite (3 × 1 mm), transparente. Système cubito-anal classique, mais presque complètement effacé.

62. — Genre CHIRIDULA Weise.

Genre du Caucase et Turkestan. Nous décrivons l'aile de *Chiridula semenowi* Weise, du Caucase :

Aile petite (4,5 × 1,75 mm), transparente. Nervation. classique, mais rm, M1 et cubito-anales très effacées.

63. — Genre ISCHYRONOTA Weise.

Genre des régions désertiques nord-africaines et d'Asie centrale. Nous décrivons l'aile d'*Ischyronota desertorum* Gebler, de Sibérie (Pl. XL, fig. 14) :

Aile petite (4,5 × 1,5 mm), transparente. rt exceptionnellement ouvert. rm et M1 classiques. Système cubito-anal classique, mais très effacé.

64. — Genre OXYLEPIS Desbrochers.

Genre méditerranéen. Nous décrivons l'aile d'*Oxylepis deflexicollis* Boheman, d'Algérie :

Aile très petite (3 × 0,75 mm), transparente. Seules subsistent les costo-radiales et les médianes.

65. — Genre CHELYSIDA FAIRMAIRE.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Chelysida obtecta* FAIRMAIRE, d'Abyssinie :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 fortement incurvé, relié seulement à an2, qui est sublosangique.

66. — Genre TRICHASPIS SPAETH.

Genre éthiopien, divisé en deux sous-genres.

Trichaspis (s. str.) **pilosula** BOHEMAN.

Espèce d'Afrique du Sud-Ouest : Aile petite (4,5 × 1,5 mm), transparente. Nervation classique, mais système cubito-anal faible.

Trichaspis (Crossocassis) pilosa SPAETH.

Espèce d'Afrique méridionale : Aile très petite (3 × 0,75 mm), transparente. Système cubito-anal classique, mais presque complètement effacé.

67. — Genre PSALIDOMA SPAETH.

Genre de Rhodésie-Zambèze. Nous décrivons l'aile de *Psalidoma holubi* SPAETH :

Aile petite (9 × 3 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, relié seulement à an2, qui est losangique.

68. — Genre SPHENOCASSIS SPAETH.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile de *Sphenocassis humerosa* FAIRMAIRE :

Aile petite (6,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, relié faiblement à an2, qui est sublosangique et légèrement ouvert.

69. — Genre ACROCASSIS SPAETH.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Acrocassis testaceicollis* J. THOMSON, de Guinée :

Aile petite (4,5 × 1,75 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 légèrement incurvé, n'atteignant ni M2, ni an2, qui est subtriangulaire.

Acrocassis gibbosa GESTRO, du Tanganika, a une aile plus grande (7 × 2,5 mm), bien chitinisée et une nervation en tout point semblable.

70. — Genre CAPELOCASSIS SPAETH.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Capelocassis dorsata* DUVIVIER, du Bengale :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 relié simplement à an2, qui est sublosangique.

71. — Genre GLYPHOCASSIS SPAETH.

Genre indien. Nous décrivons l'aile de *Glyphocassis trilineata* HOPE :

Aile petite (5,5 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec M1 fortement bisinué, Cu1 incurvé, relié faiblement à an2, qui est sublosangique.

72. — Genre FORNICOCASSIS SPAETH.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Fornicocassis unicolor* SPAETH, du Congo belge (Pl. XL, fig. 17) :

Aile microptère (1,25 × 0,25 mm), transparente. On y distingue seulement des vestiges de R1.

73. — Genre OOCASSIDA WEISE.

Genre des Indes. Nous décrivons l'aile d'*Oocassida cruenta* FABRICIUS, de Konbir :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec M1 droit, peu net. Cu1 relié à an2, qui est losangique.

74. — Genre CASSIDA LINNÉ.

Genre de l'ancien monde, divisé en 19 sous-genres :

Cassida (s. str.) **nebulosa** LINNÉ.

Espèce d'Europe : Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec M1 fortement bisinué, Cu1 droit, ne joignant ni M2, ni an2.

Cassida (s. str.) **rubiginosa** MÜLLER.

Espèce de France : Aile petite (6 × 2 mm), peu chitinisée. Nervation identique à la précédente, mais Cu1 joignant faiblement an2.

Cassida (Cassidulella) vittata VILLIERS.

Espèce de Grèce (Pl. XL, fig. 11) :

Aile petite (5,5 × 1,75 mm), transparente. Nervation classique mais à système cubito-anal presque complètement effacé.

Cassida (Pseudocassida) murraea LINNÉ.

Espèce d'Europe : Aile petite (7,5 × 3 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 relié faiblement à an2, qui est losangique.

Cassida (Mionycha) margaritacea SCHALLER.

Espèce d'Europe (Pl. XL, fig. 10) :

Aile microptère (1,5 × 0,75 mm), peu chitinisée. Très faibles vestiges de R1 et d'autres nervures non identifiables.

Cassida (Alledoya) seraphina MÉNÉTRIÉS.

Espèce de Syrie : Aile petite (5,5 × 1,75 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, joignant an2, qui est sublosangique.

Cassida (Lordiconia) canaliculata LAICHARTING.

Espèce d'Europe centrale : Aile petite (8 × 2,75 mm), assez chitinisée. Nervation classique, comme la précédente.

Cassida (Hypocassida) subferruginea SCHRANK.

Espèce d'Italie : Aile petite (5,5 × 2 mm), peu chitinisée. Cu1 incurvé, n'atteignant pas an2.

Cassida (Odontionycha) viridis LINNÉ.

Espèce d'Europe : Aile petite (8 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique avec Cu1 incurvé, ne joignant ni M2, ni an2, qui est ouvert. L'aile gauche du spécimen étudié présente an2 sans la transverse inférieure.

Cassida (Pilemostoma) fastuosa SCHALLER.

Espèce d'Europe (Pl. XL, fig. 9) :

Aile microptère (1 × 0,30 mm), avec vestiges des costo-radiales et de M2.

Cassida (Taiwania) sauteri SPAETH.

Espèce de Formose : Aile petite (7,5 × 2,5), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, ne joignant pas an2, qui est losangique.

Cassida (Trigonocassis) conducta BOHEMAN.

Espèce du Congo belge : Aile petite (6,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. Cu1 joignant an2, qui est sublosangique.

Cassida (Chloocassis) indicola DUVIVIER.

Espèce de Bengale : Aile petite (4 × 1,25 mm), transparente. Nervation classique. Cu1 n'atteignant pas an2.

75. — Genre AETHIOPOCASSIS SPAETH.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile d'*Aethiopocassis magnei* SPAETH, de l'Ulula (Pl. XL, fig. 5) :

Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. M1 bisinué. Cu1 droit, joignant an2 par une transverse.

76. — Genre CHIRIDOPSIS SPAETH.

Genre éthiopien. Nous décrivons l'aile de *Chiridopsis aulei* BOHEMAN, du Congo belge :

Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. Cu1 incurvé, n'atteignant pas an2, qui est losangique.

77. — Genre THLASPIDA WEISE.

Genre indien et extrême-oriental. Nous décrivons l'aile de *Thlaspida biramosa* BOHEMAN, des Indes :

Aile petite (8 × 3 mm), peu chitinisée. M1 peu net, bisinué. Cu1 droit, isolé. an2 sublosangique, mal fermé.

78. — Genre THLASPIDOSOMA SPAETH.

Genre malais. Nous décrivons l'aile de *Thlaspidosoma philippina* SPAETH, des Philippines :

Aile petite (9 × 3 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec M1 fortement bisinué. Cu1 droit, isolé et an2 losangique.

79. — Genre RHACOCASSIS SPAETH.

Genre indo-malais. Nous décrivons l'aile de *Rhacocassis flavoplagiata* BALY, de Malacca :

Aile petite (9,5 × 3,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique avec Cu1 droit, relié à M2 et à an2, qui est losangique.

80. — Genre THLASPIDOMORPHA SPAETH.

Genre de Ceylan. Nous décrivons l'aile de *Thlaspidomorpha balyi* BOHEMAN :

Aile moyenne (10,5 × 3,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec M1 fortement bisinué, Cu1 droit, isolé et an2 losangique.

81. — Genre MALAYOCASSIS SPAETH.

Genre malais. Nous décrivons l'aile de *Malayocassis hilaris* BOHEMAN, de Malacca :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 isolé et an2 sublosangique.

82. — Genre HOVACASSIS SPAETH.

Genre malgache. Nous décrivons l'aile d'*Hovacassis discolor* BOHEMAN :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 incurvé, isolé et an2 sublosangique.

83. — Genre RHOIA SPAETH.

Genre monospécifique du Brésil. Nous décrivons l'aile de *Rhoia clavareaui* SPAETH, de Corumba :

Aile moyenne (10 × 3,5 mm), peu chitinisée. Nervation classique, avec M1 effacé, Cu1 droit, relié à an2, qui est losangique.

84. — Genre SCAEOCASSIS SPAETH.

Genre de l'Amazone. Nous décrivons l'aile de *Scaeocassis combusta* BOHEMAN :

Aile moyenne (10 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, relié à an2, qui losangique, et à M2.

85. — Genre HYBOSA DUPONCHEL et CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Hybosa gibbera* BOHEMAN, du Brésil :

Aile moyenne (13 × 4,5 mm), bien chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, relié à an2, qui est losangique.

86. — Genre EXESTASTICA SPAETH.

Genre monospécifique du Brésil. Nous décrivons l'aile d'*Exestastica ignobilis* BOHEMAN :

Aile petite (9,5 × 3 mm), bien chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 relié faiblement à M2 et à an2, qui est losangique.

87. — Genre JONTHONOTA SPAETH.

Genre du Mexique et des U.S.A. Nous décrivons l'aile de *Jonthonota nigripes* OLIVIER, d'Amérique du Nord.

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 incurvé, joignant an2, qui est losangique.

88. — Genre CHERSINELLINA HINCKS.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Chersinellina heteropunctata* BOHEMAN, de Colombie :

Aile petite (7,5 × 2,5 mm), assez chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 incurvé, isolé et an2 sublosangique.

89. — Genre SAULASPIS SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Saulaspis bistrilineata* BOHEMAN, de Montevideo :

Aile petite (6 × 2,25 mm), peu chitinisée. Nervation classique, avec Cu1 droit, relié à an2 sublosangique.

90. — Genre APOROCASSIDA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Aporocassida graphica* GERMAR, du Paraguay :

Aile petite (4,75 × 1,75 mm), peu chitinisée. Cu1 droit, relié faiblement à an2, qui est losangique.

91. — Genre AGROICONOTA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Agroiconota tristriata* FABRICIUS, du Brésil (Bahia) :

Aile petite (6 × 2 mm), peu chitinisée. Cu1 droit, isolé. an2 losangique.

92. — Genre GRATIANA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Gratiana spadicea* KLUG, du Brésil :

Aile petite (6,5 × 2,25 mm), peu chitinisée. M1 en accent circonflexe. Cu1 droit, isolé. an2 en losange déformé.

93. — Genre PARORECTIS SPAETH.

Genre centre-américain. Nous décrivons l'aile de *Parorectis rugosa* BOHEMAN, du Guatémala :

Aile petite (6,5 × 2 mm), bien chitinisée. Cu1 incurvé, joignant an2, qui est sublosangique.

94. — Genre CRAMBELEA SPAETH.

Genre du Brésil. Nous décrivons l'aile de *Crambelea illudens* BOHEMAN :

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, joignant an2, qui est losangique et mal fermé.

95. — Genre ISCHNOCODIA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Ischnocodia annulus* FABRICIUS, d'Amérique centrale :

Aile petite (7 × 2,5 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, joignant an2, qui est losangique. Cubito-anales faibles.

96. — Genre AIDOIA SPAETH.

Genre néotropical, monospécifique. Nous décrivons l'aile d'*Aidoia nubilosa* BOHEMAN, de Colombie :

Aile moyenne (13 × 4 mm), bien chitinisée. M1 en accent circonflexe, effacé à la base. Cu1 incurvé, isolé. an2 losangique, largement ouvert.

97. — Genre OREXITA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile d'*Orexita picta* BOHEMAN, du Brésil (Pl. XL, fig. 7).

Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, joignant faiblement M2 et an2 en losange allongé.

98. — Genre COPTOCYCLA CHEVROLAT.

Genre néotropical, divisé en cinq sous-genres :

Coptocycla (s. str.) **undecimpunctata** FABRICIUS.

Espèce de Cayenne : Aile moyenne (11 × 3,75 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, joignant an2, qui est large, sublosangique.

Coptocycla (Coptocyclella) adamantina GERMAR.

Espèce du Venezuela : Aile petite (8 × 3 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, joignant an2, qui est losangique, fermé dans l'aile droite d'un spécimen et largement ouvert dans l'aile gauche.

Coptocycla (Dyscineta) robusta SPAETH.

Espèce de Bolivie : Aile petite (9 × 3 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, isolé. an2 losangique.

Coptocycla (Psalidonota) aerata BOHEMAN.

Espèce du Guatémala : Aile moyenne (12 × 4 mm), bien chitinisée. Cu1 légèrement incurvé, relié faiblement à M2 et an2, qui est losangique.

Coptocycla (Podostraba) arcuata SWEDERUS.

Espèce du Brésil : Aile petite (7 × 2,5 mm), peu chitinisée. Cu1 droit, isolé. an2 losangique, mal fermé.

99. — Genre NUZONIA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Nuzonia cayennensis* BOHEMAN, du Brésil :

Aile petite (8 × 3 mm), assez chitinisée. Cu1 presque droit, relié à an2, qui est losangique.

100. — Genre PLAGIOMETRIONA SPAETH.

Genre néotropical, divisé en deux sous-genres.

Plagiometriona (s. str.) **flavescens** BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile petite (5,5 × 1,75 mm), transparente. M1 en accent circonflexe. Cu1 incurvé, relié à an2, qui est losangique.

Plagiometriona (Parametriona) ambigena BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile petite (6 × 2,5 mm), peu chitinisée. Cu1 droit, relié à an2 sublosangique.

101. — Genre METRIONA WEISE.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Metriona elatior* KLUG, du Brésil :

Aile petite (8,5 × 3 mm), assez chitinisée. M1 bisinué. Cu1 légèrement incurvé, relié à an2, qui est sublosangique.

Metriona trisignata BOHEMAN, du Mexique, a une aile plus petite (6 × 2 mm), peu chitinisée. Cu1 droit, isolé. an2 losangique.

102. — Genre DELOYALA CHEVROLAT.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Deloyala cruciata* LINNÉ, du Brésil :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. M1 fortement bisinué. Cu1 droit, relié à an2 sublosangique.

103. — Genre SYNGAMBRIA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Syngambria andreae* BOHEMAN, du Brésil (Pl. XL, fig. 12) :

Aile petite (8 × 2,5 mm), assez chitinisée. M1 bisinué. Cu1 droit, isolé. an2 losangique, mal fermé.

104. — Genre CHARIDOTELLA WEISE.

Genre néotropical, divisé en quatre sous-genres.

Charidotella (s. str.) **inconstans** BOHEMAN.

Espèce de Cayenne : Aile petite (5,5 × 1,75 mm), assez chitinisée. Cu1 droit, relié à an2 losangique.

Charidotella (Philaspis) polita KLUG.

Espèce du Brésil : Aile petite (6,5 × 2,5 mm), peu chitinisée. Comme le précédent.

Charidotella (Chaerocassis) marculenta BOHEMAN.

Espèce du Brésil : Aile petite (6 × 2 mm), peu chitinisée. Comme les précédents.

Charidotella (Xenocassis) amoena BOHEMAN.

Espèce du Guatémala : Aile petite (6,5 × 2 mm), peu chitinisée. Nervation identique mais Cu1 isolé.

TABLEAU I. — Classification

CHAPUIS, 1874	JACOBY, 1908	CHEN, 1934	BOVING et CRAIGHEAD, 1931
Eupodes	Eupoda	Eupoda	
1 Sagrides	1 *Sagrinae*	1 *Sagrinae*	1 *Sagridae*
2 Donaciides	2 *Donaciinae*	2 *Donaciinae*	2 *Orsodacnidae*
3 Criocerides	3 *Orsodacninae*	3 *Orsodacninae*	3 *Donaciidae*
	4 *Criocerinae*	4 *Criocerinae*	4 *Camptosomatidae*
Camptosomes			5 *Eumolpidae*
4 Megascelides	Camptosoma	Camptosoma	6 *Crioceridae*
5 Megalopides	5 *Megascelinae*	5 *Megascelinae*	7 *Chrysomelidae*
6 Clytrides	6 *Megalopodinae*	6 *Megalopodinae*	8 *Galerucidae*
7 Cryptocephalides	7 *Clytrinae*	7 *Clytrinae*	9 *Hispidae*
8 Chlamydes	8 *Cryptocephalinae*	8 *Cryptocephalinae*	10 *Cassididae*
9 Sphaerochardes	9 *Chlamydinae*	9 *Chlamydinae*	
Cycliques	Cyclica	Cyclica	
10 Lamprosomides	10 *Lamprosominae*	10 *Lamprosominae*	
11 Eumolpides	11 *Eumolpinae*	11 *Eumolpinae*	
12 Chrysomélides	12 *Chrysomelinae*		
13 Galérucides		Trichostoma	
	Trichostoma	12 *Chrysomelinae*	
Cryptosomes	13 *Galerucinae*	13 *Galerucinae*	
14 Hispides	14 *Halticinae*	14 *Halticinae*	
15 Cassidides			
	Cryptostoma	Cryptostoma	
	15 *Hispinae*	15 *Hispinae*	
	16 *Cassidinae*	16 *Cassidinae*	

105. — Genre METRIONELLA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Metrionella placans* SPAETH, du Rio Santiago :

Aile petite (5 × 1,75 mm), assez chitinisée. M1 très bisinué. Cu1 droit, relié à an2, qui est losangique.

106. — Genre TETRACASSIS SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Tetracassis lyra* SPAETH, de Minas Geraës (Brésil) :

Aile petite (7 × 2,5 mm), assez chitinisée. Cu1 droit, relié faiblement à M2 et à an2, qui est losangique.

107. — Genre TAPINASPIS SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Tapinaspis wesmaeli* BOHEMAN, du Mexique :

Aile petite (8,5 × 2,75), assez chitinisée. Cu1 droit, relié à an2, qui est losangique.

comparée des *Chrysomeloidea*.

Chen, 1940	Monros, 1952	Crowson, 1953	Jolivet, 1954
Donaciidae	Eupoda		Eupoda
1 *Sagrinae*	1 *Sagrinae*	1 *Megalopodinae*	1 *Sagridae*
2 *Donaciinae*	7 *Megalopodinae*	2 *Orsodacninae*	2 *Aulacoscelidae*
3 *Orsodacninae*	3 *Orsodacninae*	3 *Sagrinae*	3 *Orsodacnidae*
4 *Criocerinae*	4 *Donaciinae*	4 *Donaciinae*	4 *Donaciidae*
5 *Megalopodinae*	5 *Criocerinae*	5 *Criocerinae*	5 *Megalopodidae*
6 *Megascelinae*	6 *Megascelinae*	6 *Clytrinae*	6 *Crioceridae*
		7 *Aulacoscelinae*	7 *Synetidae*
Chrysomelidae	Camptosoma	8 *Chrysomelinae*	
1 *Chrysomelinae*	7 *Clytrinae*	9 *Galerucinae*	Camptosoma
2 *Galerucinae*	8 *Cryptocephalinae*	10 *Eumolpinae*	8 *Clytridae*
3 *Halticinae*	9 *Chlamisinae*	11 *Hispinae*	9 *Cryptocephalidae*
	10 *Lamprosominae*		10 *Chlamisidae*
Cryptocephalidae			
1 *Clytrinae*	Cyclica		Cyclica
2 *Cryptocephalinae*	11 *Eumolpinae*		11 *Lamprosomidae*
3 *Chlamydinae*	12 *Chrysomelinae*		12 *Megascelidae*
			13 *Eumolpidae*
Eumolpidae	Trichostoma		
	13 *Galerucinae*		Trichostoma
Cassididae	14 *Alticinae*		14 *Chrysomelidae*
1 *Hispinae*			15 *Galerucidae*
2 *Cassidinae*	Cryptostoma		16 *Halticidae*
	15 *Hispinae*		
	16 *Cassidinae*		Cryptostoma
			17 *Hispidae*
			18 *Cassididae*

108. — Genre METRIONASPIS Spaeth.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Metrionaspis rubicunda* Guérin, de Bolivie :

Aile petite (8 × 2,75 mm), assez chitinisée. Cu1 légèrement incurvé, n'atteignant pas an2, qui est losangique.

109. — Genre CHARIDOTIS Boheman.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Charidotis pupillata* Boheman, du Brésil :

Aile petite (4 × 1,25 mm), transparente. M1 disparu. Cu1 incurvé, relié à an2, qui est losangique.

110. — Genre CTEISELLA Weise.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Cteisella signatifera* Boheman, du Brésil :

Aile petite (5,5 × 1,5 mm), peu chitinisée. Système cubito-anal effacé avec Cu1 droit, relié à an2, qui est losangique et peu net.

111. — Genre MICROCTENOCHIRA SPAETH.

Genre néotropical. Nous décrivons l'aile de *Microctenochira* (*Euctenochira*) *aciculata* BOHEMAN.

Aile petite (8 × 2,5 mm), bien chitinisée. Cu1 droit, touchant an2, qui est losangique.

Microctenochira (Euctenochira) vivida BOHEMAN.

Espèce du Mexique : Aile petite (6 × 2 mm), assez chitinisée. Nervation identique à la précédente.

CONCLUSIONS SUR LES *CASSIDIDAE*.

Les *Cassididae* présentent le plus pur type cryptostomique et ne s'en écartent pratiquement jamais. Leur nervation est extraordinairement constante à travers les genres et il est impossible d'y trouver une filiation quelconque. Quelques cas d'aptérisme (*Delocrania*, *Elytrogona*) et de microptérisme (*Stoiba*, *Fornicocassis* et les sous-genres *Pilemostoma* et *Mionycha* de *Cassida*) sont connus, mais ils demeurent l'exception. Les ailes sont, en général, bien chitinisées.

IV. — ESQUISSE PHYLOGÉNIQUE.

Nous n'envisagerons ici qu'accessoirement et très secondairement la morphologie externe, laissant ce problème aux systématiciens. Nous nous contenterons d'insister sur divers faits biologiques et anatomiques, qui corroborent l'évolution de la nervation alaire. Il a malheureusement été impossible de faire appel aux fossiles de Coléoptères pour appuyer nos hypothèses. A l'état fossile, peu de Chrysomélides et même de Coléoptères en général ont les ailes étalées et, de toute façon, il est impossible d'y distinguer une nervation complète. Nous renvoyons à l'esquisse phylogénique que nous avons déjà tentée précédemment à propos des Sagrides (III, 1) pour quelques détails complémentaires.

Il est très difficile d'établir une classification cohérente des *Chrysomeloidea* en rapport avec la phylogénie. Trop d'inconnues subsistent encore sur les stades larvaires par exemple (*Aulacoscelis*, Sagrides australiens, *Syneta*, *Megascelidae*, *Megalopodidae*, etc.). Nous renvoyons aux excellents travaux phylogéniques de CHEN (1940) et de CROWSON (1953) pour les différents caractères morphologiques (tête, appendices céphaliques, mode d'insertion des antennes, orientation des pièces buccales, thorax, forme des coxae, fémurs, abdomen, etc.). Les genitalia ♂ ♂ ont été étudiés par SHARP et MUIR (1912), ZIA (1936), POWELL (1941). Les genitalia ♀ ♀, par TANNER (1927), le réceptacle séminal par SPETT et LEWITT (1924, 1925, 1926). CROWSON (1938, 1944) a esquissé une étude phylogénique des Coléoptères, dont les Chrysomélides, d'après le métendosternite. Les larves ont été étudiées par BÖVING et CRAIGHEAD (1931) et CHEN (1940).

Ce dernier auteur a également basé sa phylogénie sur la nervation alaire. Il serait trop long de détailler ici les divers systèmes de classification, au fond pas tellement dissemblables. Nous nous contenterons de donner un tableau comparatif des principaux systèmes proposés. Celui que nous adoptons est figuré en dernier.

L'étude de la nervation alaire est peut-être le caractère le plus probant et le plus rigoureux pour une esquisse phylogénique. Il a permis, entre autres, de rectifier de nombreuses erreurs des auteurs et de placer des genres énigmatiques à leur véritable place. Citons, par exemple, les genres *Chiloxena*, *Bechynéia*, *Hemydacne*, *Hornius*, *Psathyrocerus*, *Stenomela*, *Macrolema*, etc., qui sont des Eumolpides typiques. Également les Mégascélides, longtemps placés au voisinage des Mégalopodides, auxquels ils ressemblent étrangement, ont une nervation typiquement Eumolpide.

On voit, par là même, que les fémurs hypertrophiés des Sagrides, Mégascélides et Mégalopodides, non fonctionnels pour le saut, contrairement à ceux des Halticides, sont des cas d'hypertélie manifeste. Ce ne sont que des phénomènes de convergence et c'est une erreur de leur attribuer une valeur systématique.

Quant au genre *Aulacoscelis*, ses caractères très particuliers, notamment la forme archaïque des genitalia, à tegmen en anneau, la nervation alaire de type chrysomélide et sa morphologie, en font indubitablement une famille à part, comme il a été nécessaire d'en créer une pour les *Syneta*.

Il est évident cependant que la nervation alaire ne doit pas être employée seule. Il faut, en effet, se méfier des phénomènes de convergence et s'appuyer sur d'autres caractères comme les genitalia ou la morphologie larvaire.

Les principaux types de nervation alaire reconnus au cours de cette étude sont au nombre de dix. Des types secondaires et dérivés ont été mentionnés à propos des familles. Citons ces différents types :

1. Le type mégaméroïde avec deux cellules anales, représenté chez les Sagrides primitifs d'Australie, Madagascar et Argentine.

2. Le type pseudomégaméroïde, représenté par des Sagrides australiens, manifestement dérivé du précédent avec deux cellules anales également.

3. Le type eupodique, représenté chez les *Sagra*, Donaciides, Mégalopodides et Orsodacnides. Ce type n'a qu'une cellule anale.

4. Le type chrysomélide, dérivé du précédent, avec suppression d'une branche de la cubitale et représenté chez les Criocérides, Chrysomélides, Galérucides et Halticides.

5. Le type camptosomatique avec deux cellules anales et une seule cubitale, représenté par les Clytrides et les Cryptocéphalides.

6. Le type lamprosomide et 7, le type sphaerocharide, très voisins, manifestement dérivés du précédent, avec deux cellules anales et faisant la transition avec le type eumolpide.

8. Le type cryptostomique, représenté par les Cassides et les Hispides, est caractérisé par le développement de Cu_1, qui est continu avec la deuxième cellule anale.

9. Le type eumolpide, avec deux cellules anales et deux branches de Cu_1. Il caractérise les Eumolpides et est généralement accompagné d'une tache médio-cubitale caractéristique.

10. Le type chlamyde. C'est un type dégénéré, dérivé du type camptosomatique et caractérisant les Chlamisides.

Il ressort nettement de cette étude que les Sagrides, se rapprochant des Cérambycides par leur nervation, sont les plus primitifs. Cependant, les Sagrides présentant plusieurs types de nervation alaire, l'origine des *Chrysomeloidea* pourrait bien être polyphylétique. Nous avons figuré, en nous basant sur les divers carcatères morphologiques, anatomiques, larvaires et surtout sur la nervation alaire, un tableau phylogénique des différentes familles des *Chrysomeloidea*. Il semble bien que ces derniers, ainsi que les Bruchides et les Cérambycides, sont dérivés d'un ancêtre commun, peut-être « parandroïde », comme le suggèrent Sharp et Muir.

A partir de l'origine probable Sagride, origine discutée par Crowson, qui voit dans les Mégalopodides le type le plus primitif, se sont spécialisés les lignées suivantes : 1° la lignée Donaciide, aquatique ou subaquatique, très voisine des Sagrides. 2° la lignée Chrysomélide, caractérisée par la réduction des nervures alaires et représentée par les Criocérides, Aulacoscélides, Chrysomélides, Galérucides et Halticides, tous probablement dérivés des Sagrides par les Orsodacnides. Les Synétides, à affinités assez confuses (Crowson, 1953), semblent un rameau dérivé des Orsodacnides. 3° la lignée Camptosomatique dérivée des Sagrides par

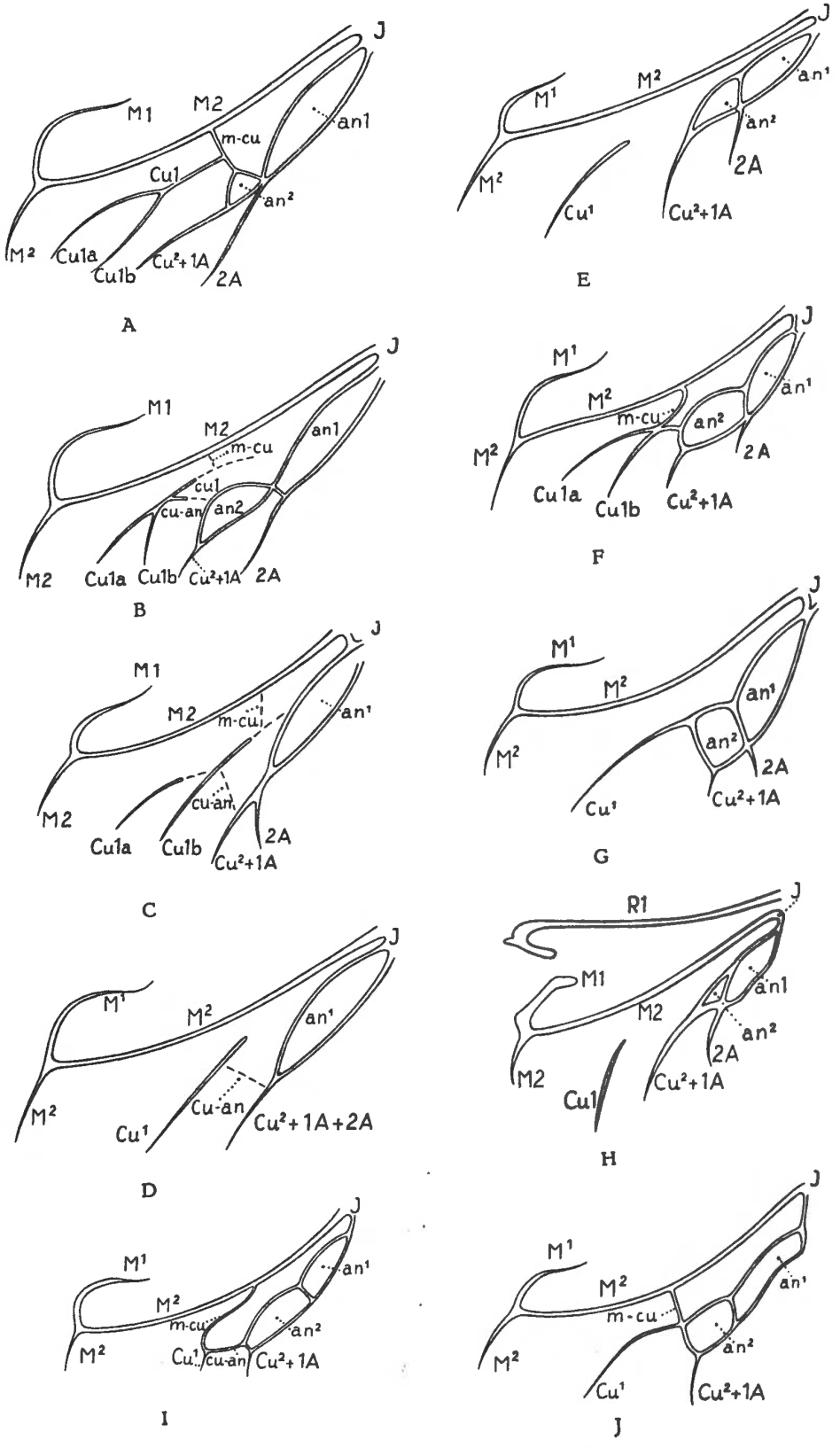

J
M1
M2
m-cu
an1
Cu1
an²
M²
Cu1a
Cu1b
Cu²+1A
2A
A
M¹
an¹
2A
Cu¹
E
cu1
cu-an
an2
B
F
C
D
Cu-an
Cu²+1A+2A
R1
H
I
J

FIG. 12.

l'intermédiaire des Mégalopodides, qui donne naissance à deux familles divergentes morphologiquement : les Eumolpides et les Mégascélides. 4° la lignée Hispide-Casside, que CHEN (1940) fait dériver, avec doute, de la lignée camptosomatique, mais que nous préférons faire dériver directement des Sagrides.

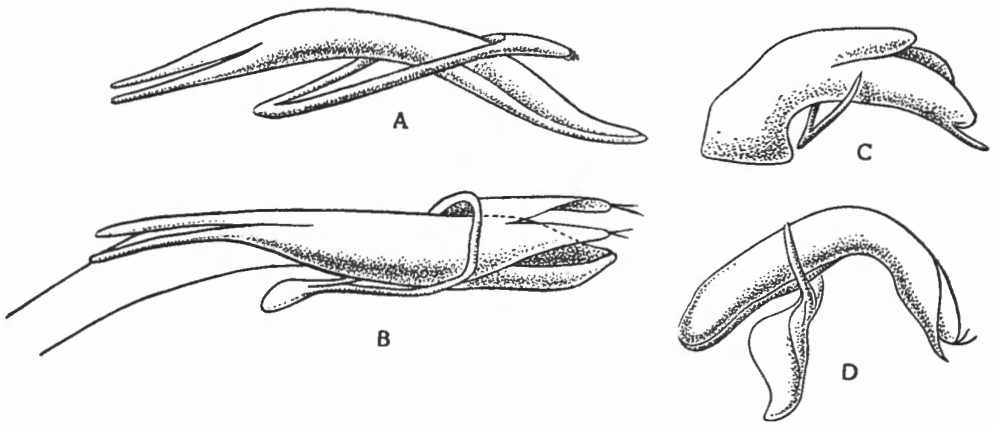


FIG. 13. — Genitalia ♂♂ de :
A : *Zeugophora scutellaris* SUFFRIAN (*Orsodacnidae*) (×25); B : *Orsodacne cerasi* L. (*Orsodacnidae*) (×25); C : *Syneta betulae* F. (*Synetidae*) (×27); D : *Chiloxena westwoodi* BALY (*Eumolpidae*) (×20).

Les genitalia ♂♂ (Pl. XI et XII) des différentes familles corroborent la classification ci-dessus. Le genitalia le plus primitif est celui représenté par *Orsodacne*, avec un très grand sac interne, une paire d'apophyses basales longues et lamiformes et le développement d'une paire de lobes latéraux au capuchon apical du tegmen. Ce type de genitalia, profondément fendu, est une preuve de l'origine double de cet organe. De ce type primitif est issu le type complet, où le tegmen est annulaire et le type incomplet où le tegmen est en V ou en Y. Le premier type est représenté par les Orsodacnides, Sagrides, Donaciides, Aulacoscélides, Mégalopodides et, exceptionnellement parmi les Chrysomélides, par le genre *Timarcha*. Le deuxième type est représenté par les autres familles. Le genre *Megascelis* a des genitalia typiquement eumolpides, tandis que les Mégalopodides ont des genitalia encore très primitifs. Les *Aulacoscelis* présentent un type de genitalia très primitifs, profondément fendus à la base, à l'apex et au capuchon tegmental. Le type incomplet de genitalia montre deux lignes de spécialisation : l'une, représentée par Criocérides, Chrysomélides, Galérucides et Halticides, est caractérisée par le tegmen à position plus ou moins distante du bord ventral du foramen médian. L'autre, représentée par les Clytrides, Cryptocéphalides, Chlamisides, Eumolpides et Cassidides, est caractérisée par le tegmen directement attaché au bord ventral du foramen médian. Notons que, chez les Galérucides du genre *Monoxia*, les genitalia ♂♂ sont plus ou moins proportionnels à la taille de l'insecte. Cependant, seul dans le genre, dans la tribu, et peut-être dans tous les Galérucides, *Monoxia puncticollis* SAY (Pl. XII, fig. 3) a des genitalia énormes, hypertéliques, atteignant toute la longueur de l'abdomen. Normalement les genitalia ♂♂ sont placés à l'extrémité abdominale.

EXPLICATION DE LA FIGURE 12.

FIG. 12. — Types de nervation des *Chrysomeloidea*.
A . mégaméroide; B : pseudomégaméroide; C : eupodique; D : chrysomélide;
E: camptosomatique; F: eumolpide; G: cryptostomique; H: chlamyde; I: lamprosomide;
J : sphaerocharide.

Chen (1940) a fait une excellente étude biologique et systématique des larves des *Chrysomeloidea*, pour autant qu'elles soient connues. Il les a divisées biologiquement en aquatiques (*Donaciidae*), porte-fourreaux (*Clytridae, Cryptocephalidae, Chlamisidae, Lamprosomidae*), porte-excréments (*Crioceridae, Cassididae*), externes [*Chrysomelidae, Halticidae* (pars), *Galerucidae* (pars)], mangeurs de racines [*Galerucidae* (pars), *Halticidae* (pars),*Eumolpidae*], rongeurs de tiges [*Sagridae, Galerucidae* (occasionnellement), *Halticidae* (occasionnellement), *Eumolpidae* ?] mineurs de feuilles [*Orsodacnidae, Halticidae* (pars), *Hispidae* (major pars)].

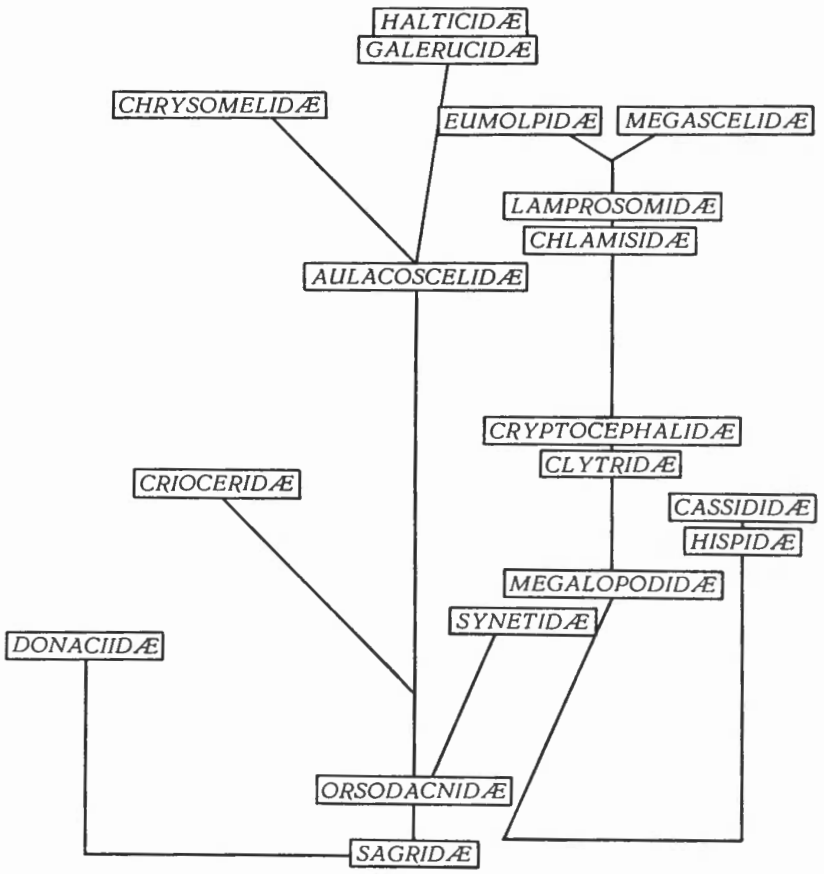


Fig. 14. — Évolution probable des *Chrysomeloidea*.

De l'étude de la biologie comme de la morphologie larvaire, Chen propose la classification suivante, qui correspond fort bien à la classification d'après la nervation alaire : 1° le groupe Sagride : *Sagridae-Orsodacnidae*, 2° le groupe Donaciide : *Donaciidae*, 3° le groupe Chrysomélide : *Crioceridae-Chrysomelidae*, 4° le groupe Galérucide : *Galerucidae-Halticidae*, 5° le groupe camptosomatique : *Clytridae, Cryptocephalidae, Chlamisidae* et *Lamprosomidae*, 6° le groupe Eumolpide : *Eumolpidae*, 7° le groupe cryptostomique : *Hispidae* et *Cassididae*. A vrai dire, le schéma ci-dessus prête à discussion, surtout depuis que l'on connaît exactement la morphologie de la larve d'*Orsodacne* (Crowson, 1953), très différente de celle décrite par Böving et Craighead.

La parasitologie pourrait nous fournir quelques éléments supplémentaires concernant la parenté des groupes. C'est ainsi que les Anguillulides du genre *Howardula* ne s'attaquent qu'aux Galérucides et Halticides étroitement apparentés. Les Grégarines *Gregarina munieri* et *G. crenata* parasitent surtout les *Chrysomelidae*, les *Galerucidae* et les *Halticidae*.

La cytologie des Chrysomélides (SMITH, 1950-1953) commence à être assez bien connue. Cependant, il ne semble pas y avoir relation entre la phylogénie et les formules chromosomiales.

V. — BRACHYPTÉRISME ET APTÉRISME.

Rappelons que nous avons distingué, dans les chapitres précédents, le subbrachyptérisme (ailes très légèrement réduites à l'apex et au bord vanal, mais sans modification des nervures), le brachyptérisme (ailes beaucoup plus réduites, conservant leurs nervures mais les resserrant et les modifiant), le microptérisme (ailes à l'état de rudiments avec ou sans vestiges de nervation) et l'aptérisme (absence totale d'ailes ou vestiges écailleux minuscules).

a) CAUSES DU BRACHYPTÉRISME ET DE L'APTÉRISME.

Nous ne discuterons pas ici le problème de l'aptérisme des insectes littoraux, insulaires et montagnards. Chez les *Chrysomeloidea*, en tout cas, seul le milieu montagnard semble avoir une influence indéniable sur la tendance à l'aptérisme. Les îles, quelle que soit leur origine, ou les rivages marins continentaux ne renferment pas plus d'aptères ou de brachyptères que le continent. Dans tous les cas, les aptères ou brachyptères insulaires appartiennent à des lignées continentales aptères ou brachyptères et la proportion chez les espèces mixtes (macro-brachyptères) est la même dans les îles que sur le continent (Halticides par exemple, *Chrysolina*, etc.). Citons, cependant, parmi les aptères insulaires, le genre *Minotula* WEISE, des îles Juan Fernandez.

Nous avons étudié les ailes de *Chrysomeloidea* d'un archipel continental, les îles Baléares. Le même résultat, ou à peu près, s'observe pour les autres îles continentales (Corse, Sardaigne, etc.). Voici les résultats pour les Baléares :

C r i o c e r i d a e . — *Crioceris macilenta* WEISE : macroptère. — *Crioceris paracenthesis* LINNÉ : macroptère. — *Lema melanopa* LINNÉ : macroptère.

C l y t r i d a e . — Tous les Clytrides examinés (*Macrolenes dentipes* OLIVIER, *Lachnaea pubescens* DUFOUR, *Lachnaea tristigma* LACORDAIRE, *Coptocephala floralis* OLIVIER, *Coptocephala rubicunda* LAICHARTING, *Coptocephala unifasciata* SCOPOLI) sont non seulement macroptères, mais ont également des ailes bien chitinisées.

C r y p t o c e p h a l i d a e . — Tous les Cryptocéphalides examinés (*Cryptocephalus alboscutellatus* SUFFRIAN, type et var. *discus* TRUQUI, *Cryptocephalus fulvus* GOEZE, *Cryptocephalus macellus* SUFFRIAN) sont macroptères et n'ont pas les ailes moins chitinisées que celles des individus continentaux.

E u m o l p i d a e . — *Pachnephorus tesselatus* DUFTSCHMIDT et *P. corinthius* FAIRMAIRE ont des ailes développées et normales.

C h r y s o m e l i d a e . — Les *Timarcha* et *Cyrtonus* des Baléares sont aptères comme les espèces continentales. *Chrysolina americana* L. et les autres *Chrysolina* sont macroptères. Seule *Chrysolina banksi* FABRICIUS présente des formes brachyptères, mais pas en plus grand nombre que sur le continent.

Halticidae. — Les Halticides examinés (*Podagrica malvae semirufa* Küster, *P. fuscicornis chrysomelina* Waltl, *Chaetocnema chlorophana* Duftschmidt, *Psylliodes chrysocephala collaris* Weise, *P. hyoscyami* Linné, *Haltica lythri* Aubé s. str. et var. *ampelophaga* Guérin, *Phyllotreta atra* Fabricius, *P. cruciferae* Goeze, *P. rugifrons* Küster, *Aphthona flaviceps* Allard, *Longitarsus anacardius* Allard, *L. ballotae* Marsham, *L. tabidus* Fabricius, *L. pellucidus* Foudras, *Sphaeroderma rubidum ocularium* Allard) sont généralement macroptères ou, en tout cas, ne présentent pas plus de formes microptères que les espèces continentales.

Hispidae. — *Hispa testacea* Linné est macroptère.

Cassididae. — Toutes les Cassides examinées (*Cassida hemisphaerica* Herbst, *Cassida vittata* Villers, *Hypocassida subferruginea* Schrank, etc.) sont macroptères.

En conclusion, chez les *Chrysomeloidea*, il ne semble pas y avoir d'aptérisme insulaire, au moins dans les îles continentales. La même réflexion est valable pour les îles Atlantides (Madère, Canaries, Cap-Vert, etc.). Cependant les Açores, îles océaniques, sensu Jeannel, ne renferment que des éléments importés et il en est, à peu près de même, pour les îles volcaniques. La seule faune endémique de ces îles est souvent constituée par des Halticides aptères, sans doute affines des genres aptères continentaux. Il est très difficile d'ailleurs de préciser les parentés de ces formes insulaires, dans l'état actuel de la systématique.

Wollaston a bien cité quelques genres et espèces microptères de Madère parmi les Chrysomeloidea. On pourrait citer également quelques *Chrysolina* microptères des Canaries. Cependant le fait ne signifie rien, sinon une parenté avec les formes microptères continentales. C'est aussi l'opinion de Jeannel (1925) à propos des *Trechus* madéro-canariens. Cet auteur écrit, en effet, que « s'il existe dans les formes insulaires un pourcentage élevé d'insectes présentant tous les caractères de l'aptérisme, c'est surtout parce que l'isolement dans les îles a préservé de la destruction beaucoup d'espèces relictes ou immigrées qui seraient aussi bien aptères si elles avaient survécu sur le continent ». Chez beaucoup de *Chrysomeloidea*, qui volent peu ou mal, ou qui, du fait de la dégénérescence de la musculataire alaire, ne volent pas du tout malgré leur macroptérisme, le fait de perdre leurs ailes n'a aucune emprise sur la sélection. Les macroptères ne volant souvent pas plus que les aptères, la sélection naturelle n'a donc pas tendance à éliminer les premiers au profit des derniers. Ceci expliquerait donc, en partie, la non-influence de l'insularisme sur l'aptérisme des *Chrysomeloidea*.

Par contre, l'influence du milieu montagnard est indéniable chez les Chrysomelides. On pourrait citer les lignées aptères des *Chrysomelidae* s. str., *Galerucidae*, *Halticidae*, etc., toutes inféodées à des massifs montagneux et présentant souvent un extraordinaire phénomène de convergence. Ces corrélations fonctionnelles seront étudiées plus loin mais elles ont pu tromper un observeteur comme Chapuis qui a créé, à propos des Galérucides alpins, le groupe factice des Rupilites. Un cas intéressant de réduction alaire en rapport avec l'altitude, est celui de *Chrysochloa colasi* Cobos, qui vit à partir de 2.700 m dans la Sierra Nevada et présente l'allure et le mode de vie des *Timarcha*, sans avoir les élytres soudés cependant. Or, si tous les *Chrysochloa* connus sont macroptères, celui-ci fait exception à la règle et est nettement brachyptère. Sur les causes de l'aptérisme montagnard, nous ne discuterons pas ici. Les influences du milieu semblent indéniables cependant, ces insectes, même macroptères, ne volant généralement pas. Il ne peut donc être question de sélection.

On a signalé également (Marcuzzi, 1951) une relation entre l'atrophie des ailes chez les Ténébrionides et la xérophilie. Le fait semble peu concerner les *Chrysomeloidea* qui, sauf rares exceptions, sont des insectes de lieux, sinon toujours humides, du moins non désertiques.

Il y a aussi des atrophies alaires, chez les insectes de plaine, qui ne s'expliquent pas du tout (*Timarcha, Gastrophysa analis, G. unicolor*, etc.). Chez ces insectes, la suppression du mode habituel de fuite (vol) est parfois compensée par d'autres formes de défense (cuirasse élytrale des *Timarcha, Cyrtonus, Chrysolina* aptères, autohémorrhée, sang toxique, saut des Halticides, vie cachée des *Chrysolina*, etc.).

Comme l'a fort bien souligné Rüschkamp (1927), il y a très certainement une relation entre l'aptérisme, même la perte des muscles vibrateurs chez les macroptères, et la fécondité. L'atrophie des muscles du vol semble libérer des réserves utilisées par les ovaires (œufs énormes des *Timarcha*, fécondité des *Galérucides, Agelastica*, etc.). D'ailleurs beaucoup de ♀ ♀ de *Chrysolina* ou *Chrysochloa* présentent une dégénérescence des muscles vibrateurs alors que les muscles des ♂ ♂ sont intacts.

Chez les *Chrysomeloidea* primitifs (Sagrides, Orsodacnides, Donaciides, Criocérides, Mégalopodides, Clytrides, Cryptocéphalides), on ne connaît ni microptère, ni brachyptère, ni aptère. La régression des ailes ou du moins la perte de sa chitinisation, ébauchée avec les Cryptocéphalides, se poursuit avec les Chlamisides, chez lesquels non plus on ne rencontre pas d'aptère. Les aptères, microptères et brachyptères commencent avec les Lamprosomides et se poursuivent à travers les Eumolpides, Chrysomélides, Galérucides, Halticides, Hispides jusqu'aux Cassidides. Les formes primitives semblent donc échapper à l'aptérisme. C'est d'ailleurs un fait bien connu que les Cérambycides sont presque toujours macroptères (D. J. Jackson, 1928; J. Maran, 1930).

D'autre part, chez les petits insectes, la nervation est généralement plus réduite et la chitinisation de l'aile, plus faible. L'aile tend aussi souvent à s'atrophier, quoique ce ne soit pas toujours le cas. Il y a, par exemple, de petits Halticides, à ailes bien développées, mais ces espèces sont l'exception. Généralement, plus une espèce d'un genre est petite, plus l'aile est atrophiée. Par exemple, les *Haemonia*, Donaciides entièrement aquatiques, ont une tendance nette à la déchitinisation de l'aile, devenue non fonctionnelle, semble-t-il (bien qu'on ait signalé des vols d'une espèce). Or, la plus petite espèce du genre, *Haemonia japana* Jacoby, du Japon, a l'aile extrêmement réduite et semble marquer le point maximum de cette orthogénèse régressive. Les Chlamisides présentent également une déchitinisation de l'aile et une dégénérescence des nervures, due, semble-t-il, plus au chiffonnement des élytres qu'à leur petite taille.

On n'ignore pas, comme les expériences de Dewitz (1912-1920) et de quelques autres ont tendance à le démontrer, que les facteurs externes (température, humidité, etc.) peuvent produire des somations non héréditaires portant sur la réduction alaire. C'est certainement à de tels facteurs qu'il faut attribuer les cas de brachélytrie dysplasique observés chez les *Chrysomela* dans la nature (P. Jolivet, 1946). Par contre, dans l'immense majorité des cas, le microptérisme, brachyptérisme et aptérisme est dû, chez les Chrysomélides, a une mutation et est un phénomène constant et parfaitement héréditaire. Il est à peu près certain, quoique aucune expérience n'ait malheureusement été tentée, que les espèèces mixtes macro-brachyptères suivant le schéma mendélien. C'est d'ailleurs le cas des Curculionides du genre *Sitona* où la forme brachyptère se comporte comme un dominant mendélien simple (D. J. Jackson, 1928). C'est également le cas du Bruchide, *Bruchus quadrimaculatus* Fabricius, où l'aptérisme est un caractère récessif se manifestant seulement chez la femelle (Breitenbecher, 1925). Dans les autres ordres d'insectes, le dimorphisme alaire est le plus souvent de nature génétique (G. Cousin, 1933; R. Poisson, 1946).

L'aptérisme chez les *Chrysomeloidea* est rarement total (*Timarcha, Cyrtonus*, etc.). En général, il persiste une minuscule écaille alaire, mais ces individus sont également qualifiés d' « aptères » pour plus de commodité. Chez les aptères totaux (*Timarcha*), des écailles, symétriques ou non, peuvent parfois réapparaître chez certains individus.

b) MORPHOLOGIE DU RUDIMENT ALAIRE.

JEANNEL (1941) écrit à propos du moignon alaire des Carabes ce qui suit : « Lorsque l'aile s'atrophie, c'est la partie apicale, au-delà du ptérostigma et la partie postérieure cubito-anale qui disparaissent tout d'abord. Par contre, le tronc costo-radial reste entier, sans manifester tout d'abord la moindre tendance à se raccourcir. Ce sont en somme les parties repliées au repos qui s'atrophient les premières. Et cette atrophie doit être très rapide car on ne trouve jamais d'individus intermédiaires dans les espèces en voie d'évolution, entre les macroptères (ailes normales) et les brachyptères (ailes réduites au tronc costo-radial) ». Si tels sont les résultats en ce qui concerne les Carabiques, il n'en est pas absolument de même avec les *Chrysomeloidea*. Chez ces derniers, on note :

1° L'existence de subbrachyptères avec réduction du bord apical, du bord vannal et chitinisation moindre de l'aile.

2° L'existence de brachyptères, avec réduction plus forte du bord apical, de la base du bord vannal, chitinisation normale et persistance de *toutes* les nervures principales, comprimées, il est vrai, dans le sens de la largeur. Seules disparaissent les distales secondaires (R2+3, R4+5, M1), déjà en voie de régression dans l'aile normale. La distale M2 persiste.

3° Le saut est généralement brusque du macroptère au brachyptère parce qu'il s'agit d'une mutation, les deux types pouvant persister conjointement dans une espèce donnée. Par contre, le subbrachyptérisme caractérise généralement à lui seul une espèce.

4° Il existe aussi des microptères qui sont de deux sortes : rudiment avec persistance de nervures (costo-radiales, M2, 1A) et rudiment écailleux sans nervures.

5° Toutes les combinaisons peuvent exister dans une espèce donnée entre macro-, brachy-, micro- et aptères.

6° Il y a des variations géographiques (*Chrysolina*) ou écologiques (*Longitarsus*) de l'aile d'une espèce donnée. Le fait est rare et ne concerne que des espèces très variables (macro-, brachy-, micro- et aptères).

7° La taille du moignon brachyptère suit les lois de la taille de l'aile macroptère. Plus un insecte est grand, plus son aile ou son rudiment brachyptère est de grande taille. Ceci est très net chez *Chrysolina banksi*, qui présente des races naines insulaires. De plus, le ♂ étant, chez les *Chrysomeloidea*, plus petit que la ♀, l'aile ou le rudiment brachyptère ♂ est plus petit que son correspondant ♀. MARAN (1930) a signalé un fait analogue, mais inverse, chez les Cérambycides.

8° La loi précédente n'est pas valable pour les microptères, dont la caractéristique essentielle est ou la constance, ou l'extrême variabilité dans une espèce donnée.

c) CAS DE CHRYSOLINA BANKSI *FABRICIUS*.
(Pl. XXVII.)

Nous avons étudié en détail 352 ailes de *Chrysolina banksi* F., provenant de tous les points de sa distribution. On sait que l'espèce, méditerranéo-occidentale avec une avancée vers le Nord sur les côtes atlantiques, présente de nombreuses races continentales et insulaires (P. JOLIVET, 1951).

De plus, sur toute son aire de distribution, cette espèce présente la particularité d'être mixte, macro-brachyptère. Les détails de nervation sont assez variables chez les deux formes, la taille des ailes et des rudiments également, celle-ci étant fonction de la taille des insectes.

Chez les macroptères de *C. banksi*, les principales variations concernent le système cubito-anal. Elles sont plus ou moins géographiques. C'est ainsi que Cu1 peut être relié ou

non à M2, bifide ou non à l'apex, relié complètement (cu-an), à peine, ou pas du tout à 1A. La cellule anale (an1) est assez variable en forme. 2A est présent, à l'état de traces ou inexistant, au-delà de an1. 3A est assez variable.

Chez les brachyptères, les variations sont plus fortes du fait de la plus ou moins grande réduction de l'aile selon les races. Si l'apex disparaît, ainsi que le bord vannal, la pseudotache médio-cubitale subsiste toujours. Les nervures sont plus ou moins comprimées dans le sens transversal et longitudinal, selon la réduction. Les races naines insulaires ont de petits moignons. En général, comme chez les macroptères, Cu1 peut être ou non relié à M2, cu-an peut être ou non présent, parfois suggéré, an1 est variable en forme, 2A est parfois partiellement visible au-delà de an1.

Les cas de macro- et brachyptérisme semblent à peu près également répartis sur le continent et sur les îles. On s'en rendra compte par le tableau suivant, donnant les pourcentages. De plus, les deux sexes étant dimorphes (homodimorphisme), les statistiques désignent ♂ ♂ et ♀ ♀ ensembles :

TABLEAU I. — **Distribution des formes macro- et brachyptères chez *Chrysolina banksi* FABRICIUS.**

Race	Provenance	Macroptères	Brachyptères	Total
banksi s. str.	Minorque	3 (12,5 %)	21 (87,5 %)	24
banksi s. str.	Majorque	1 (4 %)	26 (96 %)	27
banksi ibizensis	Iviça	1 (7 %)	14 (93 %)	15
banksi maderensis	Madère	6 (33 %)	13 (69 %)	19
banksi maderensis	Porto Santo	6 (100 %)	0	6
banksi ausonia	Corse	0	2 (100 %)	2
banksi ausonia	Sardaigne	0	3 (100 %)	3
banksi peloritana	Sicile	0	5 (100 %)	5
banksi peloritana	Malte	0	7 (100 %)	7
banksi phaeaca	Corfou	0	1 (100 %)	1
banksi caesariensis	Jersey	7 (100 %)	0	7
banksi interior	Camargue et environs	8 (54 %)	7 (46 %)	15
banksi s. str.	Banyuls-sur-Mer	0	5 (100 %)	5
banksi s. str.	Côte Atlantique française	3 (50 %)	3 (50 %)	6
banksi s. str.	Espagne	1 (6 %)	15 (94 %)	16
banksi s. str.	Portugal	2 (50 %)	2 (50 %)	4
banksi s. str.	Afrique du Nord	3 (21 %)	11 (79 %)	14
banksi s. lato		41 (24 %)	135 (76 %)	176

Une remarque curieuse s'impose en ce qui concerne les Madères. En 1935, D'ORCHYMONT captura 6 spécimens de *Chrysolina banksi* à Madère et 6 spécimens à Porto Santo. Ayant disséqué ces exemplaires, nous les trouvâmes tous macroptères. Or, ayant reçu récemment un lot de *C. banksi* de Madère (13 exemplaires), nous les trouvâmes cette fois tous brachyptères. Est-ce à dire que l'espèce est devenue entre-temps brachyptère ? C'est peu vraisemblable, sinon impossible. La seule explication plausible est qu'il existe des lots de macro- et de brachyptères,

à l'état pur, en certaines localités et que D'ORCHYMONT et le collecteur récent ont recueilli leurs insectes en des endroits de l'île différents. En général, cependant, les populations sont mixtes.

Les résultats du tableau ci-dessus indiquent nettement une dominance de la forme brachyptère : 135 (76 %) sur 176 spécimens examinés. En gros, il y a donc 1/4 de macroptères et 3/4 de brachyptères. La proportion est à peu près la même si on envisage séparément les îles (20 % de macroptères et 80 % de brachyptères) et le continent (28 % de macroptères et 72 % de brachyptères). Une étude génétique de *C. banksi* serait souhaitable. Malheureusement, l'espèce est extrêmement délicate à élever et nous avons toujours échoué dans nos tentatives. De meilleurs résultats pourraient être obtenus avec des *Chrysolina*, comme *C. haemoptera*, par exemple, qui s'élèvent facilement.

Nous avons découvert, en 1952, à Ténériffe (îles Canaries) une population de *C. banksi* s. str., manifestement introduits de la région de Barcelone. Cette population était mixte, macro-brachyptère.

d) CAS DES HALTICIDES BRACHYPTÈRES, MICROPTÈRES ET APTÈRES.

Si les Halticides ailés ont l'habitude d'aider leur pouvoir de saut par le vol, de très nombreux genres et espèces d'Halticides sont partiellement ou exclusivement aptères, brachyptères et microptères. Le genre *Longitarsus* est particulièrement riche en cas de polymorphisme alaire. Il présente même, dans certaines espèces, des cas de dimorphisme saisonnier (*Longitarsus nigrofasciatus* GOEZE), caractérisés par la réduction du pigment. KOLBE (1921) donne une liste de 23 espèces chez lesquelles le dimorphisme alaire est connu. Il y en a, en réalité, beaucoup plus. Tantôt, chez ces espèces, la forme ailée est dominante, tantôt c'est la forme aptère. Tantôt également les deux formes cohabitent, tantôt elles sont distribuées différemment. Ainsi, *Longitarsus brunneus* DUFTSCHMID a une distribution euro-sibérienne et est partout aptère, sauf dans le Nord de la France. Chez *L. luridus* SCOPOLI, la forme ailée, plus rare que la forme aptère, ne peut être rencontrée au Nord du 55° parallèle. Parfois, les formes aptères de *Longitarsus* se distinguent autrement des formes ailées. Les élytres peuvent être modifiés dans leur forme, leur couleur et leur sculpture. Le calus huméral des élytres s'efface souvent chez les aptères.

Les *Longitarsus* ont également des races écologiques, qui sont autant d'espèces naissantes. Le cas de *Longitarsus candidulus* FOUDRAS est particulièrement typique. Cette espèce vit en France méridionale sur *Daphne gnidium* L. et *Passerina hirsuta* L. (Daphnoïdées) et se rencontre en Afrique du Nord sur le même *Daphne*. La race de France méridionale, aptère, l'est également en Algérie, parfois même microptère (Maroc). A Larache (côte atlantique du Maroc), côte à côte avec la race aptère propre au *Daphne*, vit sur *Passerina canescens* une autre race, macroptère celle-là, légèrement différente morphologiquement (PEYERIMHOFF, 1911).

e) CORRÉLATIONS ENTRAÎNÉES PAR L'APTÉRISME.

Il y a des caractères spéciaux, propres à l'état brachyptère ou aptère, pouvant entraîner des corrélations et un balancement différent de certains organes. Nous renvoyons au chapitre suivant pour l'étude détaillée de certaines de ces corrélations. L'aptérisme est en quelque sorte le point de départ d'une orthogénèse régressive irréversible dont on peu suivre pas à pas, à travers les genres, les modalités. Il caractérise le plus souvent des formes très spécialisées.

Certaines corrélations, souvent observées ailleurs, comme l'atrophie de la partie postérieure de l'œil ou le raccourcissement des antennes, ne s'observent jamais chez les *Chrysomeloidea*. Par contre, on a constaté des modifications dans l'écologie (cas des *Longitarsus* cités plus haut) et surtout dans la morphologie des aptères. Il y a convergence, par exemple, entre les *Oreomela* (*Chrysomelidae*) aptères et les *Galerucidae* aptères.

Notons que, parmi les types de modalités de la perte de la faculté de vol, les *Chrysomeloidea* présentent exclusivement le processus chersodromien (persistance des ailes et atrophie musculaire) et le processus hyménoptère (atrophie simultanée des muscles et des ailes). Le troisième processus processus drosophilien (atrophie des ailes et muscles normaux) n'a pas été signalé jusqu'ici. Il n'existe sans doute pas, d'autant plus que tous les *Chrysomeloidea* semblent présenter une tendance très nette à l'atrophie musculaire.

Citons, comme corrélations avec l'aptérisme, chez les *Chrysomelidae* : induration et soudure des élytres, dispositifs de calage des élytres (*Timarcha*), développement des épipleures, atrophie des nerfs élytraux et alaires, atrophie des muscles alaires, plus grande fécondité, atrophie des apodèmes des muscles du vol, raccourcissements du métasternum, ce qui rapproche la troisième paire de pattes de la deuxième et provoque un raccourcissement de la forme, atrophie du métatergum qui, chez *Timarcha*, est réduit à une plaque unique, si on fait abstraction des restes du prescutum, adhérence des pleures du sternum, réduction du stigmate fonctionnellement métathoracique, etc.

Chez les *Galerucidae*, l'aptérisme et le microptérisme sont liés également à diverses modifications structurales : brachélytrie, élargissement de l'écusson, réduction du métasternum, donc rapprochement, comme chez les *Chrysomelidae*, des paires de pattes, etc. Le même phénomène s'observe dans les autres familles de *Chrysomeloidea* sous les aspects variables. Notons, cependant, que des exceptions existent (*Monolepta*, et *Haptoscelis* chez les *Galerucidae*) où, les espèces, quoique aptères ou microptères, ne présentent pas ces corrélations.

VI. — LE VOL CHEZ LES CHRYSOMELOIDEA.

Les Chrysomélides volent peu, en général. Leur vol est lourd et peu soutenu. Certaines espèces, bien qu'ailées, ne volent pas, soit que leurs ailes soient trop faiblement chitinisées, soit que leurs muscles alaires soient peu ou pas développés. Évidemment les microptères et les brachyptères ne peuvent voler, d'autant plus que, la plupart du temps, la réduction alaire est concomitante de réduction musculaire. Nous allons étudier successivement le vol à travers les différents groupements de Chrysomélides, puis les particularités physiologiques du vol proprement dit.

a) DISTRIBUTION DU VOL PARMI LES *CHRYSOMELOIDEA*.

La faculté de vol est assez irrégulièrement répartie parmi les *Chrysomeloidea*. Les aquatiques, comme les *Haemonia*, s'en servent peu, sauf exceptionnellement pour disséminer l'espèce. Les semi-aquatiques, comme les *Donacia*, s'en servent au contraire beaucoup. S'ils ne sont ni brachy-, ni microptères, les Chrysomélides terrestres volent peu ou beaucoup, mais toujours sous certaines conditions physiologiques précises. Leur vol n'est pas une habitude, mais généralement une exception. Quant aux *Chrysomeloidea* sauteurs (Halticides), ils échappent à leurs ennemis plus volontiers par le saut que par le vol. Les Sagrides ces *Chrysomeloidea* tropicaux aux fémurs énormes comme ceux des Halticides, ne sautent pas. Ils volent cependant volontiers. De même les Mégalopodides, quoique possédant de gros fémurs, ne sautent jamais. Leur vol est lourd et n'a lieu que pendant la forte chaleur du jour en pays tropical. En principe, d'ailleurs, toutes les espèces, à ailes normalement constituées, des 16 familles de *Chrysomeloidea* sont susceptibles de voler. Certaines, cependant, comme les Cassidides, usent très peu de cette faculté. D'autres, bien que possédant des ailes normales, ont les muscles du vol réduits ou disparus par histolyse. Ces dernières espèces ne peuvent pas voler (cas de la plupart des *Chrysolina* macroptères).

Nous passons en revue très rapidement ci-dessous, d'après les recherches de RÜSCHKAMP (1927), la musculature et la faculté de vol, chez quelques *Chrysomeloidea* européens :

Clytridae. — *Gynandrophthalma flavicollis* CHARPENTIER et *G. affinis* ILLIGER volent très facilement. Leurs muscles alaires sont parfaitement développés.

Chrysomelidae. — *Timarcha tenebricosa* FABRICIUS et *T. goettingensis* L. sont aptères, à élytres soudés. Les nerfs alaires et élytraux sont disparus ou atrophiés. La musculature du vol a disparu également. Chez les ♀ ♀, le nombre d'œufs est restreint, mais ceux-ci sont énormes.

Chrysolina gypsophilae KÜSTER. Un individu subbrachyptère fut examiné. Seuls les muscles extenseurs sont encore nets.

Chrysolina sanguinolenta LINNÉ. Un individu ♀ macroptère examiné. Abdomen rempli d'œufs. Des muscles du vol, il ne reste qu'un sarcolemme. Le reste de la musculature thoracique est normal. Cette espèce, macroptère, n'est donc pas susceptible de voler, à cause de la régression de ses muscles alaires.

Chrysolina marginalis DUFSCHMIDT. Subbrachyptère. Musculature en dégénérescence. Vol impossible.

Chrysolina geminata PAYKULL. Musculature alaire bien développée. Semble bien voler.

Chrysolina brusvicensis GRAVENHORST. Musculature bien développée. Semble voler.

Chrysolina staphylea LINNÉ. Une ♀ examinée, subbrachyptère, pleine d'œufs, ne présentait pas de muscles de vol.

Chrysolina fuliginosa OLIVIER. Macroptère. Muscles normaux. Semble voler très difficilement.

Chysolina varians SCHALLER. Musculature dégénérée chez les ♀ ♀ gravides. Vol presque impossible, au moins très difficile, chez tous les spécimens, qui présentent rarement des muscles développés au maximum.

Chysolina fastuosa SCOPOLI. Chez tous les spécimens, musculature alaire complète. L'insecte ne semble cependant pas voler, au moins couramment.

Chysolina graminis LINNÉ. Muscles apparents, mais relâchés. L'insecte, s'il vole, doit le faire difficilement.

Chrysolina coerulans SCRIBA. Muscles résorbés chez les ♀ ♀ gravides. Chez les ♂ ♂, ayant hiverné, sarcolemme vide. Cette réduction musculaire, chez cette espèce macroptère, semble empêcher totalement le vol. Effectivement *C. coerulans*, comme *C. menthastri*, n'a jamais été observée en vol.

Chrysolina menthastri SUFFRIAN. Muscles alaires partiellement dégénérés.

Chrysolina polita LINNÉ. Muscles alaires fortement dégénérés. Vol, semble-t-il, impossible.

Chrysochloa cacaliae SCHRANK. ♂ ♂, musculature alaire pleinement développée. ♀ ♀, muscles alaires dégénérés. Le ♂ seul semble, très occasionnellement, voler.

Gastrophysa. Tous les *Gastrophysa* (*G. viridula* DEGEER, *G. polygoni* L., *G. cyanea* MELSHEIMER, etc.) volent très bien, mais sous certaines conditions physiologiques bien déterminées sur lesquelles nous reviendrons ultérieurement. Par une erreur manifeste, RÜSCHKAMP (1927) écrit que la musculature alaire des *G. viridula* est dégénérée. Le sous-genre *Exiguipenna* est microptère.

Plagiodera versicolora LAICHARTING. Vole très bien. Musculature alaire bien développée.

Chrysomela populi LINNÉ et *C. tremulae* FABRICIUS. ♂ ♂ et ♀ ♀ volent très bien, mais rarement. Lors de l'envol. l'apex des ailes demeure, la plupart du temps, replié et ne se déploie qu'après un vol d'environ 50 cm, à cause de la pression de l'air sous les ailes (RÜSCHKAMP, 1927). Phénomène analogue chez *Cassida viridis*, mais ineexistant chez les excellents voiliers.

Phytodecta olivaceus Förster. Muscles alaires pleinement développés. Semble susceptible de voler.

Phyllodecta vitellinae Linné. Macroptère. Musculature normale. Ne semble cependant pas voler, au moins normalement.

Nous avons observé sous les tropiques (Congo belge, Philippines, Formose) très souvent le vol rapide de certains Galérucides (*Hyperacantha, Aulacophora,* etc.) pour échapper à un prédateur. Sous nos climats des envols aussi rapides sont extrêmement rares et, en tout cas, nécessitent des conditions de température optima.

En conclusion, le vol des micro- et brachyptères étant totalement exclu, le vol est assez irrégulièrement réparti chez les Chrysomélides. Le type bon voilier est représenté par *Leptinotarsa,* voilier moyen par *Chrysomela. Chrysochloa,* un genre entièrement macroptère, présente, selon les espèces, une capacité de vol moyenne ou une incapacité macroptère (dégénérescence musculaire). Cette incapacité macroptère est très fréquente dans le genre *Chrysolina,* sinon presque générale. De plus, le genre est riche en brachyptères, microptères et aptères où la musculature alaire est dégénérée. Au terme de la série, on trouve le genre *Timarcha,* complètement aptère.

b) EFFETS DE LA RÉDUCTION DU VOL.

Nous avons étudié dans le chapitre précédent, à propos du brachyptérisme et de l'aptérisme, le phénomène de « timarchisation », c'est-à-dire la corrélation entre la perte du pouvoir du vol et l'atrophie croissante de son mécanisme. Nous nous contenterons ici d'insister sur quelques détails des caractères morphologiques qui accompagnent la perte progressive du pouvoir du vol.

1. Système musculaire.

Chez les Chrysomélides immatures, la musculature alaire n'a pas, en général, encore atteint son plein développement. Il y a, presque toujours, corrélation entre la musculature du vol et le degré de réduction des ailes. Pas toujours cependant car le plus souvent la musculature du vol des *Chrysolina* macroptères et subbrachyptères ne sert plus au vol. Les muscles sont fonctionnellement impropres par histolyse bien que les extenseurs et les rétracteurs des élytres et des ailes servent encore parfois pour que les sujets puissent se relever de la position dorsale. Rüschkamp (1927), qui a bien étudié la question et auquel nous renvoyons, dit que chez les *Chrysolina* notamment, l'histolyse touche les nerfs du vol et l'ensemble des muscles du vol directs et indirects. Le coxodorsal subsiste toujours mais ce n'est pas un véritable muscle du vol. Il semblerait que chez le macroptère *Chrysocloa cacaliae* Schrank, trois semaines suffisaient pour que les muscles alaires dégénèrent. Cette dégénérescence plus fréquente chez les ♀ ♀ de macroptères que chez les ♂ ♂ semble en rapport direct avec la production d'œufs, l'organisme assimilant les liquides histolytiques.

La réduction musculaire est évidemment plus forte chez les brachyptères et les microptères. Les muscles sont complètement disparus chez les aptères.

Notons que le parasitisme peut parfois accidentellement provoquer l'histolyse des muscles alaires. C'est ainsi que Kloft (1951) a signalé chez un Hyménoptère, *Vespa germanica,* infesté par un *Gordius* une musculature alaire histolysée.

2. Apodèmes des muscles du vol.

Ils ne disparaissent pas d'un coup mais, parallèlement à la musculature, ils s'amenuisent progressivement. Chez *Chrysolina banksi* F. ils sont très faibles, chez *Timarcha* ils sont tout à fait disparus.

3. Le métasternum.

Les muscles, placés dans le mésothorax pour mouvoir les élytres, le cèdent en puissance aux muscles moteurs des ailes fortement développés dans le métathorax. Le métasternum, conformément à son importance physiologique dans le vol, est donc, chez *Chrysochloa*, quatre fois aussi développé que le mésosternum. Chez les *Chrysolina* on note un raccourcissement du métasternum conformément au degré de réduction des ailes.

Le tableau suivant, d'après RÜSCHKAMP (1927), donne une bonne idée des relations entre le développement des ailes — aptitude au vol et le raccourcissement du métasternum. Les chiffres expriment le rapport de la longueur du métasternum à sa largeur :

TABLEAU I. — **Relation entre la longueur et la largeur du métasternum, la largeur étant ramenée à la même valeur [d'après RÜSCHKAMP, (1927)].**

Espèces	Longueur (L)	Largeur (l)	Rapport L
Chrysomela populi L.	55	119	46,2 %
Chrysochloa intricata GERMAR	45	119	37,8 %
Chrysolina graminis L.	44	119	36,9 %
Chrysolina banksi F.	41	119	44,4 %
Chrysolina goettingensis L.	40	119	33,9 %
Chrysolina lichenis RICHTER	32	119	27,6 %
Chrysolina cribosa AHRENDT	29	119	24,3 %
Timarcha tenebricosa F.	25	119	21,0 %

Les chiffres ci-dessus sont éloquents. La relation de la longueur à la largeur du métasternum est de 50 % (1/2) chez les *Chrysomela*, macroptères et aptes au vol. Elle se trouve réduite chez *Chrysochloa intricata*, macroptère inapte au vol. Chez *Chrysolina*, la proportion diminue proportionnellement à la réduction des ailes. Elle atteint 21 %, c'est-à-dire 1/5, chez les *Timarcha* aptères.

Ce raccourcissement du métasternum a pour conséquence que les hanches postérieures se rapprochent des hanches médianes qui se placent exactement au milieu entre les hanches antérieures et les hanches postérieures (*Timarcha*). Le raccourcissement du métathorax entraîne un raccourcissement de la forme du corps qui devient plus court et ramassé (faciés timarchoïde). Ce phénomène est courant chez les Ténébrionides, les Chrysomélides et les Curculionides. Chez ces groupes, on distingue une structure allongée chez les insectes aptes au vol et une silhouette ramassée chez les inaptes.

4. Le métatergum.

Chez les Chrysomélides, l'atrophie du mécanisme de vol est corrélative de celle du métatergum. Nous renvoyons à RÜSCHKAMP (1927) pour une description détaillée des vestiges du métatergum chez *Timarcha tenebricosa* F.

5. Les pleures.

La mécanique du vol exige la mobilité des pleures. Cette mobilité se perd si les pleures adhèrent au sternum, ce qui se passe dans le cas où le mécanisme du vol se trouve atrophié. Cette adhérence ne s'est pas opérée encore chez *Chrysochloa*, chez beaucoup de *Chrysolina*, mais elle est accomplie chez *Timarcha*. Nous renvoyons également à RÜSCHKAMP (1927) pour la description détaillée de la réduction des pleures chez *Timarcha*.

6. Le stigmate métathoracique.

Rüschkamp a mis en évidence une relation entre la taille du stigmate métathoracique des Chrysomélides et leur aptitude au vol. En réalité, ce stigmate n'est que fonctionnellement métathoracique. Il appartient certainement au premier segment abdominal. Les stigmates abdominaux vont en décroissant quant à la taille, sauf adaptations fonctionnelles. Or, on trouve très souvent chez les Coléoptères une différence considérable de grandeur entre les 3e et 4e stigmates (Staphylinides, Cérambycides, Chrysomélides, bons voiliers). Chez le Cérambycide *Macropus longimanus* L., le 1er stigmate abdominal (métathoracique) dépasse le suivant d'une fois sa grandeur. Ce phénomène n'est pas absolument général cependant (Scarabéides). Le 3e stigmate, fonctionnellement métathoracique, alimente la musculature des ailes en oxygène. Par adaptation fonctionnelle un élargissement secondaire du 3e stigmate est devenu nécessaire.

Notons également que maints groupes de Coléoptères possèdent au 3e stigmate respiratoire un système de claies comme protection contre la poussière, adaptation manifeste au vol.

Le stigmate métathoracique se réduit peu à peu lors de la sclérose du mécanisme du vol, à la grandeur qu'il avait primitivement. La liste suivante est suffisamment démonstrative à cet égard. Elle donne, d'après Rüschkamp (1927), le rapport de la longueur de la lumière du 1er stigmate abdominal (métathoracique) à celle du 2e.

Leptinotarsa decemlineata Say	5/1.
Chrysomela populi L.	4/1.
Chrysochloa cacaliae Schrank	3,7/1.
Chrysolina goettingensis L.	3,5/1.
Chrysolina coerulans Scriba	2,5/1.
Chrysolina cribrosa Ahrend	2/1.
Timarcha tenebricosa F.	1/1.

Chez *Leptinotarsa* et *Chrysomela*, bons voiliers, le 3e stigmate est grand. Chez *Timarcha*, ce stigmate ne se distingue guère du 4e et du 5e. Cette règle est véritable chez le Carabique *Procrustes coriaceus* mais non chez les formes microptères de Méloïdes. Il semble que dans ce dernier cas, la taille du 3e stigmate est en relation avec l'énorme fécondité des Méloïdes.

7. Autres corrélations de la réduction du vol.

Dans le chapitre précédent, nous avons vu en détail quelques corrélations morphologiques en rapport direct avec la perte des ailes : atrophie des nerfs alaires et élytraux, soudure des élytres, développement des épipleures, appareils de coaptation à l'apex des élytres, brachélytrie, taille de l'écusson, etc. Nous n'y reviendrons pas. Notons cependant que la perte de la faculté de vol est souvent, mais pas toujours, en rapport direct avec l'augmentation de la fécondité.

c) MÉCANIQUE DU VOL.

Grâce à la cinématographie accélérée [travaux de Magnan (1934) et d'auteurs plus récents], on a pu dégager l'essentiel du mécanisme du vol chez les Coléoptères. Aucun Chrysomélide n'ayant été étudié sous cet angle, nous n'en parlerons ici que succinctement. Le centre de gravité, en vol, est situé au voisinage de l'insertion des ailes membraneuses. Il semble que les élytres jouent le rôle, non seulement de parachute mais encore d'organes destinés à maintenir l'équilibre du corps de l'insecte durant le vol. La perte de ces organes, en totalité ou en partie, modifie l'emplacement du centre de gravité (A. Griffini, 1896). Les élytres jouent encore un rôle important pour le retrait des ailes membraneuses au moment du passage à l'état de repos (M. Baudelot, 1868). Des expériences de ce dernier auteur, il ressort, en effet, que la force qui sert à fléchir les ailes se trouve en dehors d'elles. Le retrait des ailes inférieures

a pour cause le frottement de la face supérieure de l'abdomen contre les élytres. Donc, pour le plissement et la rentrée de l'aile sous les élytres, l'abdomen est l'agent actif et les élytres un simple point d'appui. Ce phénomène semble très général chez les Coléoptères.

Chen (1943) a étudié le vol et le rôle des élytres dans le vol chez deux Galérucides : *Rhaphidopalpa chinensis* et *Aulacophora lewisi*. Il trouva que les élytres peuvent fonctionner : 1° comme organes responsables du mécanisme de pliage des ailes postérieures; 2° comme organes stimulants, particulièrement pour le reflexe du vol et, 3° comme appareil statique dans les mouvements verticaux.

La plupart des Coléoptères volent élytres ouverts, cependant les Cétonides, exceptionnellement, volent élytres fermés. Dans ce cas, d'ailleurs, le filtre à poussière du 3e stigmate manque, alors qu'il est présent chez les autres Coléoptères.

Le vol des Coléoptères est le résultat du concours des muscles directs et indirects, les premiers étant prédominants. Les muscles ventraux postérieurs aplatissent la carapace dorsale en la tirant vers le bas, se comportant comme l'arc et la corde d'une arbalète. Le métatergum, s'abaissant, élève l'aile. En rebondissant vers le haut, il donne à l'aile une impulsion qui lui rend la position horizontale. Les grands muscles pleuraux achèvent le coup d'aile. Chaque aile peut se mouvoir indépendamment l'une de l'autre, dans un temps différent. Les muscles flexeurs permettent de gouverner le vol.

d) PHYSIOLOGIE DU VOL.

Le vol intervient chez les Coléoptères pour la recherche de la nourriture, la chasse, la fuite, la recherche des femelles ou sans but déterminé (migration). Le manque de disposition des Coléoptères pour le vol est en partie une conséquence de la présence des élytres.

L'aile des Coléoptères, par sa circulation sanguine, joue un peu le rôle physiologique d'un « poumon ». La consommation d'oxygène est plus forte pendant le vol que pendant le repos. A propos de la coloration de l'aile, nous avons étudié précédemment cette circulation sanguine.

Dans l'envol, nous devons distinguer le déploiement des ailes et l'envol proprement dit. Ces phénomènes, presque simultanés chez de nombreux Coléoptères, sont nettement distincts chez les Chrysomélides. Avant le vol, l'insecte a besoin de s'échauffer, d'élever sa température intérieure pour être capable de transformer ses réserves chimiques (glycogène) en énergie mécanique. Les muscles alaires doivent être accordés à un certain ton.

L'humidité ne semble pas jouer un rôle important dans l'envol ou le vol. Chez les Chrysomélides, l'envol et le vol semblent uniquement provoqués par les radiations solaires et la température ambiante. Notons qu'en général ce vol correspond à d'obscurs besoins migrateurs (*Leptinotarsa*). Dans tous les cas, le réflexe de fuite ne provoque presque jamais le vol chez les Chrysomélides qui est remplacé par le saut (*Halticides*) ou par l'immobilisation réflexe (les autres groupes). Notons cependant l'exception des *Donacia* (pays tempérés) et des Galérucides tropicaux dont le vol est souvent un réflexe de fuite.

Le vol peut parfois changer le phototropisme d'un Coléoptère. C'est ainsi que les Nécrophores ont habituellement un phototropisme négatif mais, au moment du vol, ils se dirigent vers la lumière (Théodoridès et Van Heerdt, 1952).

Chez les Chrysomélides, la plupart des espèces ont un vol diurne et sont toujours positivement phototropiques. Cependant, on a signalé chez les Chrysomélides, exclusivement aquatiques (*Haemonia, Donacia malinowskyi*), un vol crépusculaire de caractère migratoire. L'insecte sortirait de l'eau pour disséminer l'espèce. Il est un fait que beaucoup de Chrysomélides tropicaux, comme les *Diabrotica*, présentent occasionnellement des vols massifs, sans but apparent, analogues aux migrations des Lépidoptères (Beebe, 1952). On connaît également les vols massifs du Doryphore avant les orages lorsque la température atmosphérique s'élève

brusquement. Ce vol peut être remplacé par la marche (J. Dussy et P. Grison, 1943; P. Grison, 1950).

En Australie, Miss D. M. Cumpston (1939), a signalé que les *Paropsini* (*Chrysomelidae*) volent correctement, faisant de courts vols d'une partie de l'arbre à une autre. La dissémination de l'insecte se fait par des vols migrateurs qui, selon Clark (1930), ont lieu à la pleine chaleur du jour. Les adultes sont plus actifs avant-midi et en fin d'après-midi. Ils présentent l'immobilisation réflexe.

Personnellement nous avons observé au laboratoire l'envol et le vol de *Gastrophysa* divers. L'insecte étale d'abord ses ailes puis prend son envol, mais toujours après une vive agitation. Les vols sont de plusieurs mètres. Ils se produisent toujours par une forte intensité lumineuse et à une température minimum de 25° C. Notons que nous n'avons jamais observé le vol des *Gastrophysa* dans la nature. Il doit néanmoins se produire aux fortes chaleurs de l'été.

J. R. Le Berre (1950-1952) a fort bien étudié l'influence des radiations solaires (ou lampe à infra-rouge) et de la température ambiante sur l'envol du Doryphore. Ses conclusions peuvent être résumées somme suit : avant l'envol, le Doryphore exécute un certain nombre de mouvements réflexes : fébrilité, piétinement sur place, ouverture des élytres, puis extension des ailes, vibrations alaires. L'incitation au vol semble tenir plus à l'action directe des radiations solaires qu'à celle de la température. Portier (1949) a signalé un pouvoir d'absorption des radiations lumino-calorifiques par les ailes des Lépidoptères. Il semblerait donc que les Coléoptères, malgré leurs ailes repliées sous les élytres, soient également sensibles à une certaine intensité lumineuse liminaire. Les insectes alimentés volent mieux que les insectes soumis au jeune. Le vol peut se renouveler autant de fois que des conditions favorables se retrouvent.

VII. — VARIATIONS DE L'AILE MACROPTÈRE DES *CHRYSOMELOIDEA*.

De l'étude de près de 5.000 ailes de *Chrysomeloidea*, nous avons pu dégager certains faits généraux, dont la constance ne peut être mise en doute. Nous exposons ci-dessous quelques-uns de ces faits, parmi les plus probants, concernant tous l'aile macroptère exclusivement :

1. La taille de l'aile est proportionnelle à la taille de l'insecte et également fonction du sexe. Le ♂, plus petit que la ♀, a une aile plus petite que celle-ci. Généralement, les ailes de *Chrysomeloidea* sont trois fois plus longues que larges (15 × 5 mm, 9 × 3 mm, 4,5 × 1,5 mm, etc.).

2. Généralement le degré de chitinisation de l'aile est proportionnel à la taille de l'insecte. Les grosses espèces ont statistiquement des ailes plus chitinisées que les petites. Exemple : l'aile énorme des *Sagra* ou des *Psilurnus* est extrêmement chitinisée, celle des petits *Cryptocephalidae* est transparente. Il est à remarquer que chez les petits insectes, à ailes réduites peu chitinisées, ce sont les nervures les plus réduites sur l'aile normale (R2+3, R4+5, rm, M1a, rt, M1 distal), qui sont déjà sur celle-ci en état de régression, qui disparaissent les premières (*Hapsidolema*, etc.).

3. Chaque famille de *Chrysomeloidea* a un, ou rarement plusieurs (Sagrides), types de nervation. Ces types sont constants à travers tous les genres de la famille. Les différences entre les genres sont, ou importantes (familles primitives), ou faibles (familles évoluées). Généralement, il y a un type générique caractérisé par des particularités secondaires de nervation. Les différences interspécifiques, sauf dans les genres très variables, sont très faibles, voire inexistantes; à plus forte raison pour les différences interraciales.

4. On ne semble pas avoir signalé de dimorphisme sexuel des ailes des *Chrysomeloidea*, en dehors de la taille. Par contre, le fait est bien connu pour les élytres (*Eumolpidae*, *Galeru-*

cidae, Chrysomelidae, Sagridae, etc.), où la sculpture et le dessin peuvent être très différents dans les deux sexes. *Chrysomela maculicollis*, par exemple, est caractérisé chez le ♂ par une côte longitudinale saillante sur l'élytre, côte qui manque à la ♀.

5. Les différences individuelles (variations intraspécifiques) sont en principe nulles. La nervation est théoriquement constante dans le cadre de l'espèce. Cependant quelques espèces, très variables morphologiquement (dessins, coloration, ponctuation...), ont souvent une nervation variable à l'échelle individuelle. C'est le cas d'*Atalasis sagroides* (*Sagridae*), par exemple.

Cette variation individuelle porte sur des caractères très secondaires (fermeture ou ouverture de an2 chez les *Cassididae* ou *Hispidae*, présence ou absence de transverses m-cu, cu-an), mais parfois elle peut aller jusqu'au dédoublement d'une cubitale (Sagrides) ou d'une anale (*Chrysochus*). Elle n'affecte jamais le dessin fondamental de l'aile et ne touche jamais aux costo-radiales et médianes. Parfois une transverse supplémentaire forme une cellule cubitale ou anale supplémentaire. Parfois les cubitales ou anales sont bifurquées à l'apex (*Chrysolina, Chrysochus*, etc.). Ces variations, souvent pathologiques, seront étudiées plus loin à propos des *Chrysochus*. Elles sont souvent mal dessinées et asymétriques.

6. L'asymétrie des variations signalées ci-dessus dans les ailes droite et gauche d'un même individu est assez fréquente. Elle n'affecte que les modifications secondaires déjà mentionnées. Nous avons rencontré ce phénomène dans toutes les familles de *Chrysomeloidea* avec une égale fréquence et nous l'avons mentionné le plus souvent dans la partie descriptive. La plupart du temps ces variations sont peu nettes et mal dessinées mais parfois elles ont vraiment le caractère de nervure supplémentaire (*Sagra* à Cu1a, Cu1b et Cu2 ou Cu1c). Dans ce dernier cas, où les *Sagra* récupèrent symétriquement ou asymétriquement Cu2, il s'agit peut-être d'un variant atavique, cette nervure ayant disparu de l'aile des *Chrysomeloidea*.

L'explication génétique de ce phénomène d'asymétrie est encore obscure. Cependant, il semble que la ou les mutations qui modifient la nervation s'expriment fréquemment avec une intensité différente dans les deux structures symétriques. C'est là une réaction qui s'oppose au développement parfaitement symétrique de structures doubles comme on l'observe dans la morphogénèse normale. N. Altorfer (1951) a étudié un phénomène semblable dans l'aile de la Drosophile à propos de la mutation « cubitus interruptus ».

Certaines aberrations dans la nervation alaire sont apparemment associées avec la résistance aux insecticides dans certaines souches de la mouche domestique et de la Drosophile. Malheureusement, l'hérédité de ces aberrations apparaît compliquée, car l'expression du caractère semble modifié soit par des gènes accessoires, soit par des variations phénotypiques. Dans les autres ordres d'insectes citons les Éphéméroptères où M. L. Verrier (1956) a signalé des variations semblables à celles des *Chrysochus* dans le secteur cubito-anal de l'aile chez des individus d'une même espèce qui peuvent souvent être asymétriques. Giard (1911) mentionne chez les Psocoptères de semblables anomalies de nervation. Elles doivent être beaucoup plus répandues mais peu d'études ont été faites à leur sujet.

Notons qu'un choc thermique, au stade de pupe jeune, peut provoquer des défectuosités (interruption ou absence) de la nervure transversale postérieure ou occasionnellement antérieure des ailes de *Drosophila melanogaster* (Waddington, 1953). Ces facteurs ne doivent pas être négligés pour expliquer des cas extraordinaires de variabilité de la zone cubito-anale, comme cela se passe chez les *Chrysochus*, par exemple.

7. Les *Chrysomeloidea* ont évolué de la nervation alaire simple du type Cérambycide (*Sagridae*) à la nervation alaire plus compliquée ou plus simplifiée des familles spécialisées. La spécialisation de la vie semble entraîner une spécialisation concomitante des larves, des génitalia et de la nervation.

8. La spécialisation de la nervation dans le cadre des *Chrysomeloidea* se traduit soit par la perte des nervures soit par la confluence partielle ou totale de certaines autres. Jamais (sauf cas tératologiques individuels cités ci-dessus) de nouvelles nervures n'apparaissent. On voit là une vérification de la loi de Dollo, concernant l'irréversibilité de l'évolution régressive.

9. Variations de la nervation de l'aile des espèces du genre *Chrysochus*. Nous avons déjà étudié, au chapitre V, les variations de la nervation de l'aile macroptère et brachyptère de *Chrysolina banksi*. Nous avons vu que le système cubito-anal variait seul. Par exemple, cu-an pouvait être présent ou absent, Cu1 et 1A pouvaient être bifurqués à l'apex, 2A pouvait être présent ou absent, etc. Chez la plupart des *Chrysomeloidea* on peut noter des faits semblables plus ou moins développés selon les genres et les espèces. Nous avons pris comme exemple le genre d'Eumolpides *Chrysochus*, principalement parce que S. J. Wilson (1934) a consacré une belle étude aux variations de la nervation de l'espèce *Chrysochus auratus*. Nous avons complété ce travail en étudiant des séries importantes d'ailes des principales espèces de *Chrysochus*. Comme chez les *Chrysolina*, la variation, souvent asymétrique, se cantonne à la région cubito-anale.

Voici, en gros, les résultats de Wilson, sur *Chrysochus auratus*. L'aile typique est du plus pur type eumolpide avec Cu1a et Cu1b simples, partiellement fusionnés sur une courte longueur et 1A et 2A simples. On rencontre des ailes du type suivant : 1° Cu1b bifurqué à l'apex, 1A bifurqué à l'apex, fusion partielle de Cu1a et de Cu1b; 2° Cu1a et Cu1b non fusionnés mais se croisant, Cu1b bifurqué à l'apex; 3° Cu1a et Cu1b simples, fusionnés partiellement, 1A entièrement bifurqué à partir de an2; 4° Cu1a et Cu1b joints par une petite transverse, Cu1b bifurqué à l'apex; 5° Cu1a et Cu1b fusionnés partiellement, puis formant à cet endroit une petite cellule cubitale; 6° Cu1a et Cu1b se croisant et formant en cet endroit une petite cellule cubitale.

Wilson a également noté les cas d'asymétrie suivants : 1° Aile droite : bifurcation de Cu1b à l'apex et non à l'aile gauche; 2° Aile droite : formation d'une cellule cubitale au point de croisement de Cu1a et de Cu1b. Cette cellule est absente dans l'aile gauche; 3° Aile droite : fusion partielle de Cu1a et de Cu1b. Aile gauche : fusion partielle des mêmes nervures mais avec formation d'une cellule cubitale.

Nous donnons ci-dessous les résultats originaux que nous avons obtenus avec le genre *Chrysochus* :

Chrysochus auratus Fabricius.

Espèce nord-américaine. Nous avons étudié 150 ailes de cette espèce. 50 ont présenté symétriquement ou asymétriquement des variations dans la région cubito-anale. Nous avons retrouvé toutes les variations signalées par Wilson et de très nombreuses autres beaucoup plus curieuses. Citons en quelques-unes : 1° Formation d'une transverse entre Cu1a et Cu1b et délimitation d'une grande cellule cubitale néoformée. Cette transverse peut être plus ou moins nette, continue ou interrompue; 2° Même transverse que la précédente, mais dépassant Cu1b largement; 3° Formation de deux transverses entre Cu1a et Cu1b, délimitant ainsi deux cellules cubitales; 4° Formation d'une transverse longitudinale ou transversale séparant an1 ou an2 en deux parties égales ou non; 5° Bifurcation des anales ou des cubitales, totalement ou en partie; 6° Formation simultanée d'une transverse Cu1a-Cu1b et dédoublement de Cu1b; 7° Formation d'une cellule cubitale par la formation d'une transverse joignant m-cu à an2; 8° Cu1b trifurqué à l'apex; 9° Formation d'une nervure en croix entre Cu1a et Cu1b; 10° Formation de transverses entre 1A et 2A, etc.

On pourrait multiplier à l'infini ces descriptions. Toutes ces anomalies sont symétriques ou non, ébauchées, imparfaites ou achevées, combinées différemment entre elles. Le genre

Chrysochus, et plus spécialement l'espèce *C. auratus*, semble un matériel merveilleux pour l'étude de la variation de la nervation alaire.

Chrysochus cobaltinus J. LECONTE.

Espèce des U.S.A. (Californie, Orégon). 36 ailes examinées. Nous avons constaté les anomalies suivantes : 1° Bifurcation des cubitales et des anales à l'apex; 2° Formation de cellules cubitales; 3° Effacement partiel ou disparition complète de Cu1b à la base; 4° Formation d'une transverse faible M2-m-cu, délimitant une petite cellule médiane néoformée, etc.

L'examen de 36 ailes de *C. cobaltinus* nous a prouvé que les mêmes variations (et quelques nouvelles), observées chez *C. auratus*, se retrouvaient avec la même fréquence. Nous avons également découvert un fait nouveau : une variation soustractive (disparition de la base de Cu1b).

Chrysochus cobaltinus californicus MARSHALL.

Simple variété du précédent. Même origine. 10 ailes examinées. On observe de nombreuses anomalies, symétriques ou non, du même type que les précédentes : trifurcation ou bifurcation de Cu1b; transverse m-cu-an2; 3e cellule anale, petite, sur 2A; transverses un peu au hasard sur les anales et cubitales; cellules cubitales; formation d'une 3e cubitale isolée entre Cu1a et Cu1b, etc.

Chrysochus asclepiadeus PALLAS.

Espèce euro-sibérienne. Les exemplaires examinés proviennent surtout d'Europe. 132 ailes examinées. Extraordinairement variable. Présente, à la même fréquence, toutes les variations précédentes et quelques-unes originales. Citons, par exemple : 1° Formation de trois transverses successives : m-cu-an2, et 2 Cu1a-Cu1b; 2° Combinaison de bifurcation de Cu1b, formation de deux cellules cubitales et séparation de an2 par une transverse longitudinale; 3° Isolement de Cu1b à partir de Cu1a et an2; 4° Suppression partielle de m-cu et totale de cu-an; 5° Formation d'une cellule cubitale et interruption de cu-an.

Chrysochus asclepiadeus asiaeminoris TIZIANO DE MONTE.

Sous-espèce du Taurus. Quatre ailes examinées, toutes aberrantes. Citons une transverse à l'apex de 1A atteignant presque Cu1b, une cellule cubitale, etc.

Chrysochus hageni JACOBY.

Spécimen du nord-ouest de Sumatra. Les deux ailes examinées ont une nervation normale.

Chrysochus goniostoma WEISE.

Espèce de Chine. Un spécimen examiné. Nervation très anormale. Aile gauche : Cu1a non relié à M2, joignant directement an2 et Cu1b isolé. Aile droite : Cu1a joignant directement an2 avec un début de transverse vers M2. Cu1b disparu complètement.

Chrysochus punctatus GEBLER.

Espèce de la steppe des Kirghiz. Dix ailes sont étudiées. Très nombreuses variations, les unes identiques aux précédentes, les autres originales. Citons, parmi ces dernières : la formation de transverses extérieurement à an2, au bord vannal, la formation d'une assez grande cellule anale extérieure à an2, etc.

Chrysochus pulcher BALY.

Espèce de Birmanie. Nous en étudions dix ailes : Nervation cubito-anale absolument constante et classique chez tous les spécimens.

Chrysochus chinensis BALY.

Espèce de Chine. Nous en étudions vingt-quatre ailes : présente de rares et faibles variations, par exemple cellules cubitales, bifurcation des cubitales ou des anales, etc. Notons que, comme dans l'espèce précédente, Cu1a et Cu1b sont soit liés par une transverse, soit se croisent.

En conclusion, le genre *Chrysochus* semble extrêmement variable quant au système cubito-anal de ses ailes. Cette instabilité a certainement une base génétique qu'il serait souhaitable d'étudier. Rappelons que de telles anomalies sont assez fréquentes chez certaines familles de *Chrysomeloidea*, notamment les *Sagridae*, les *Chrysomelidae*, les *Hispidae* et les *Cassididae*.

VIII. — CONCLUSIONS.

Au terme de cette étude, où nous avons examiné près de 5.000 préparations d'ailes de *Chrysomeloidea*, nous devons rappeler que beaucoup d'inconnues subsistent encore. Nous avons passé en revue les ailes de la plupart des genres connus, mais certains genres rarissimes australiens n'ont pu, faute de matériel, être étudiés. Or, certains de ces genres, vu le caractére relicte du continent australien, nous eussent, peut-être, apporté la clé de certains problèmes évolutifs. D'autre part, des genres-clés, comme le genre *Syneta* et le genre *Aulacoscelis*, nous apporteraient, si leur biologie larvaire était connue, d'utiles renseignements sur l'évolution phylétique des *Chrysomeloidea*. Malheureusement, la rareté des uns (*Syneta*) et la distribution centre-américaine des autres (*Aulacoscelis*) a retardé et retarde encore les éclaircissements attendus.

Notons, également, que le phénomène du brachyptérisme, microptérisme et aptérisme est encore fort mal connu chez les *Chrysomeloidea*. Des études génétiques, dans les espèces mixtes macro-brachyptères, seraient souhaitables.

Telle quelle, cependant, cette étude a permis de dégager 10 types fondamentaux de nervation (mégaméroïde, pseudomégaméroïde, eupodique, chrysomélide, lamprosomide, camptosomatique, eumolpide, cryptostomique, chlamyde, sphaerocharide) et d'en tenter l'esquisse phylogénique. La nervation alaire, caractère archaïque et peu susceptible de variation, peut rendre d'utiles services au systématicien comme au phylogéniste.

L'étude structurale de l'aile (tache médio-cubitale, poils divers, biochimie des pigments, anatomie de l'aile, etc.), comme celle de l'élytre, peuvent également nous apporter de précieux renseignements. Nous nous sommes efforcé d'en dégager l'essentiel.

La nomenclature adoptée pour désigner les nervures n'est peut-être pas la meilleure, mais elle nous a semblé pratique. Pour dégager, dans le fatras des systèmes, le plus « exact », il faut attendre de nouveaux travaux phylogéniques, englobant non pas un groupe restreint mais bien la classe des insectes toute entière. Cette étude viendra peut-être un jour. En attendant, l'homologation est difficile et il faut se contenter d'imperfections inévitables.

En gros, l'évolution de la nervation semble bien corroborer les faits déjà connus, tirés de la morphologie adulte et larvaire, des génitalia ♂ ♂ et ♀ ♀, de pièces comme le métendosternite, de la cytologie, de la parasitologie, etc., tout en les éclairant d'un jour nouveau. Des conclusions générales, que l'on peut, si l'on veut, appeler « lois », ont été dégagées d'un ensemble de faits caractérisant l'aile macroptère ou en voie de réduction.

LISTE DES ABRÉVIATIONS

Dans cette liste sont mentionnées les abréviations employées couramment, selon le schéma de nervation alaire adopté ici. Pour les autres abréviations on se reportera au texte.

1A : Première anale.
2A : Deuxième anale.
3A : Troisième anale.
4A : Quatrième anale.
an : Cellule anale.
an1 : Première cellule anale.
an2 : Deuxième cellule anale.
ap : Cellule médiane ou apertum.
C : Costale.
Cu1 : Première cubitale.
Cu1a : Première branche de la première cubitale.
Cu1b : Deuxième branche de la première cubitale.
Cu2 : Deuxième cubitale.
c : Transverse cubitale, entre Cu1a et Cu1b.
cu-an : Transverse cubito-anale.
j : Jonction entre M2 et Cu+1A.
M1 : Première médiane ou médiane récurrente.
M2 : Deuxième médiane.
M1a : Branche antérieure de la médiane (M1 de Saalas, 1936).
m : Médiane transverse.
m-cu : Transverse médio-cubitale.
R1 : Radiale.
R2 : Deuxième branche distale de la radiale (Rs).
R3 : Troisième branche distale de la radiale (Rs).
R4 : Quatrième branche distale de la radiale.
R5 : Cinquième branche distale de la radiale.
Rs : Secteur radial ou radiale récurrente.
r : Radiale transverse.
rm : Transverse radio-médiane.
rt : Triangle radial.
Sc : Sous-costale.

BIBLIOGRAPHIE SOMMAIRE

ADOLF, G. E., 1880, *Ueber Insectenflügel.* (Nova Acta der Krl : Leop. Carol. Deutsch. Akad. der Naturf., XLI, 2, pp. 215-291.)

— 1889, *Ueber die Aderung der Käferflügel.* (Zool. Anz., XII, 316, pp. 487-488.)

ALTMANN, G., 1954, *Flügelanomalien bei Arbeiterinnen von* Apis mellifica carnica. (Ann. Univ. Sarav., III, 4, pp. 285-286.)

ALTORFER, N., 1951, *Influence du chromosome Y sur l'expression de la mutation Cubitus interruptus* chez Drosophila melanogaster. (Ann. Soc. roy. Zool. Belg., LXXXII, 2, pp. 447-462.)

AUBERT, J., 1950, *L'origine et l'évolution des insectes.* (Bull. Soc. vaud. Sc. nat., LXIV, 277, pp. 461-477.)

BALAZUC, J., 1945, *Variation et anomalies de la striation élytrale chez les Coléoptères.* (Entomologiste, I, 8-9, pp. 123-125.)

— 1948, *La tératologie des Coléoptères.* (Mém. Mus. Hist. Nat., XXV, pp. 1-268.)

— 1945, *Variation et anomalies de la striation élytrale chez les Coléoptères.* (Entomologiste, I, 8-9, pp. 123-125.)

BALFOUR-BROWNE, F., 1932, *A text-book of pratical entomology.* (Arnold and Co., London, p. 191.)

— 1943, *The wing-venation of the* Adephaga (*Coleoptera*) *with special reference to the* Hydradephaga *and some homologies with the* Polyphaga. (J. R. micr. Soc. London, LXIII, pp. 55-84.)

BALTHASAR, V., 1942, *Über die Nervatur des Hinterflügels der Lamellicornien.* (Vestn. Kral. Ceske. Spol. Nauk., pp. 1-44.)

BARTHE, R., 1950, *L'aile membraneuse des* Carabini (première note). (Rev. fr. Entom., XVII, 3, pp. 188-192.)

BATESON, W., 1895, *On the colour-variations of a beetle of the family* Chrysomelidae *statistically examined* (Proc. Zool. Soc. London, pp. 850-860.)

BAUDELIN, J., 1926, *L'envolée du* Cybister laterimarginalis. (Misc. ent., XXIX, pp. 106-107.)

BAUDELOT, E., 1868, *Du mécanisme suivant lequel s'effectue chez les Coléoptères la rétraction des ailes inférieures sous les élytres au moment du passage à l'état de repos.* (Bull. Soc. Sc. nat. Strasbourg, I, pp. 137-138.)

BAUER, F. et REDTENBACHER, J., 1888, *Ein Beitrag zur Entwickelung des Flügelgeäders der Insecten.* (Zool. Anz., II, pp. 444-447.)

BEAUREGARD, H., 1885, *Recherches sur les insectes vésicants.* (Journ. Anat. Phys., XXI, pp. 483-524.)

BEEBE, W., 1951, *Migration of insects* (*other than Lepidoptera*) *through Portachuelo Pass, Rancho Grande, North-central Venezuela.* (Zoologica, XXXVI, 4, pp. 255-266.)

BERLESE, A., 1909, *Gli Insetti.* (Milan, I, 1004 pp., 1292 fig.)

BINET, A., 1892, *Le nerf alaire chez quelques Coléoptères aptésiques.* (C. R. Soc. Biol., Paris, IX, 4, pp. 257-258.)

— 1894, *Contribution à l'étude du système nerveux sous-intestinal des insectes.* (J. Anat. Phys., XXX, pp. 549-580.)

BLAISDELL Sr., F. E., 1932, *Studies in the Tenebrionid tribe* Scaurini : *A monographic revision of the* Eulabes (*Coleoptera*). (Trans. Amer. Ent. Soc. Philad., LVIII, pp. 35-101.)

BLOOD, R., 1935, *The anatomy of* Pyrota mylabrina (CHEV.). (J. New York Ent. Soc., XXXXIII, pp. 1-16.)

BOGDANOFF-KATKOFF, N. N., 1931, *L'Entomologie pratique* (en russe). (Moscou, Leningrad, 294 p.)

— 1931, *Précis d'Entomologie théorique et appliquée* (en russe). (Moscou, 488 p.)

BONSDORFF, A. VON, 1890, *Ueber die Abteilung der Skulpturverhältnisse bei den Deckflügeln der Coleopteren.* (Zool. Anz., XIII, pp. 342-346.)

BOVING, A. G. et CRAIGHEAD, F. C., 1931, *An illustrated synopsis of the principal larval forms of the Coleoptera.* [Ent. Amer., (n. s.), XI, pp. 1-351.]

BRADLEY, J. C., 1931, *Guide to the study of the wings of Insects.* (Ithaca, N. Y., Daw, Illston and Co., 9 p.)

— 1931, *Brief laboratory guide and exercises in phylogeny.* (Ithaca, N. Y., Daw, Illston and Co., 9 p.)

— 1939, *A laboratory guide to the study of the evolution of the wings of Insects.* (Ithaca N. Y., Daw, Illston and Co., 2n ed., pp. 1-60.)

BRAKMAN, P. J., 1950, *Mededelingen inzake het vliegvermogen van Nederlandse Carabiden.* (Ent. Ber. Amsterdam, XIII, pp. 50-52.)

BRAUER, F. et REDTENBACHER, J., 1888, *Ein Beitrag zur Entwickelung des Flügelgeäders der Insekten.* (Zool. Anzeig., XI, pp. 443-447.)

BRAUNS, A., 1939, *Morphologische und physiologische Untersuchungen zum Halterenproblem unter besonderer Berücksichtigung brachypterer Arten.* [Zool. Jb. (Phys.), LIX, 3, pp. 245-390.]

— 1951, *Flügel und Halterenreduktion bei Dipterenarten von den Kerguelen-Inseln.* (Dtsch. Zool., I, 3, pp. 196-221.)

BREED, R. S. et BALL, E. F., 1912, *The interlocking mechanisms which are found in connection with the elytra of Coleoptera.* (Proc. VIIth. Int. Zool. Cong. Cambridge Mass., pp. 660-661.)

BREITENBRECHER, J. K., 1922, *Somatic mutations and elytral mosaics of* Bruchus. (Biol. Bull. Mar. Biol. Lab., XXXXIII, 1, pp. 10-22.)

— 1925, *An apterous mutation in* Bruchus. (Biol. Bull. Wood's Hole, LXIII, pp. 166-170.)

— 1926, *Variation and Heredity in* Bruchus quadrimaculatus FABR. (Can. Ent., LVIII, 6, pp. 131-133.)

BREUNING, S., 1926, *Einige Worte zu Prof.* JEANNEL. *Theorie über die Adephagenskulptur.* (Ent. Mitt., XV, pp. 230-245.)

BRONGNIART, C., 1893, *Recherches pour servir à l'histoire des insectes fossiles des temps primaires.* (Saint-Étienne, pp. 366-370.)

BRUES, A. M., 1923, *On the wing venation of Insects.* (Psyche Boston Mass., XXX, pp. 123-132.)

BRUES, C. T., 1902, *The structure and significance of vestigial wings amongs Insects.* (Biol. Bull., IV, pp. 178-190.)

— 1908, *Is mutation a factor in the production of vestigial wings among Insects ?* (Journ. N.Y. Ent. Soc., XVI, pp. 45-52.)

BUCHHOLTZ, C., 1951, *Untersuchungen an der Libellen-Gattungen* Calopteryx LEACH *unter besonderer Berücksichtigung ethologischer Fragen.* (Z. Tierpsychol. Dtsch., VIII, 2, pp. 273-293.)

BUDDENBROCK, W. VON, 1930, *Der Flug der Insekten.* (Hdb. d. norm. u. path. Physiol., XV, pp. 349-361.)

BURMEISTER, H., 1854, *Untersuchungen über die Flügeltypen der Koleopteren.* (Abh. Nat. Ges. Halle, II, 3, pp. 126-140, 1 pl.)

CHABRIER, J., 1820, *Essai sur le vol des insectes.* (Mém. Mus. Hist. Nat., VI, pp. 410-478.)

CHAMPION, G. C., 1924, *Coleopera from the Seychelles.* (Trans. Ent. Soc. London, p. 299.)

— 1925, *Metallic colouring of lower surface of elytra in certain* Staphylinidae. (Ent. Month. Mag., LVI, p. 115.)

CHAUVIN, R., 1949, *Physiologie de l'Insecte.* (Paris, 618 p.)

CHEN, S. H., 1934, *Sur la position systématique du genre* Timarcha LATR. (Bull. Soc. Ent. Fr., XXXIX, pp. 35-39.)

— 1934, *Recherches sur les* Chrysomelinae *de la Chine et du Tonkin.* (Thèse, Paris, 104 p., 61 fig.)

— 1940, *Attempt at a new classification of the leaf beetles.* (Sinensia, XI, pp. 451-481.)

— 1943, *The relation of elytra to flight in the cucumber beetles.* (Sinensia, XIV, pp. 33-35.)

— 1946, *Evolution of the insect larva.* (Trans. R. Ent. Soc. London, XCVII, 15, pp. 381-404.)

CHUAN-CHIEH, T., 1940, *On the structure of some Chrysomelid larvae.* (Sinensia, XI, 5-6, pp. 549-571.)

COCKERELL, T. D. A., 1923, *The Coleoptera of the Madeira Islands.* (Ann. and Mag. Nat. Hist., IX, 11, pp. 689-696.)

COCKERELL, T. D. A. et HARRIS, R. C., 1925, *The wings of the meloid beetles.* (Proc. Biol. Soc. Wash., XXXVIII, pp. 25-32.)

COLOMBO, G., 1951, 1952, *Brachitterismo in* Anacridium aegyptium (*Orthoptera*). (Arch. zool. ital., XXXVI, pp. 355-362.)

COMSTOCK, J. H., 1895, *A manual for the study of Insects.* (Ithaca, N.Y., 701 p.)

COMSTOCK, J. H. et NEEDHAM, J. G., 1898, *The wings of Insects.* (Amer. Nat., XXXII, pp. 43-48, 81-89, 231-257, 561-565; XXXIII, pp. 117-126.)

COMSTOCK, J. H., 1918, *The wings of Insects.* (The Comstock Publ. Co., pp. 1-430, 427 fig.)
— 1918, *Outline of Laboratory work in the Study of the Venation of the wings of Insects.* (Ithaca, N.Y., 416 p.)
— 1947, *An introduction to entomology.* (New York, pp. 1-1064.)
CORPORAAL, J. B., 1923, *L'attitude du vol chez un Nécrode.* (Bull. Soc. Ent. Belgique, V, 5, p. 58.)
CORSET, J., 1931, *Les coaptations des insectes.* (Bull. Biol. Fr. Belg., Suppl., XIII, 337 p.)
COUSIN, G., 1937, *Sur quelques anomalies de développement chez les Gryllides.* (C. R. Soc. Sav., LXXe Congr., pp. 215-221.)
CRACKEN, I. Mac., 1905, *Inheritance of dichromatism in* Lina lapponica. (Journ. Exp. Zool., II, pp. 117-136.)
— 1906, *Inheritance of dichromatism in* Lina *and* Gastroidea. (Journ. Exp. Zool., III, 2, pp. 321-336.)
— 1907, *Occurence of a sport in* Melasoma (Lina) scripta *and its behaviour in heredity.* (Journ. Exp. Zool., IV, pp. 221-238.)
CRAMPTON, G. C., 1914, *Notes on thoracic sclerites of winged Insects.* (Ent. New Philad., XXV, pp. 15-25.)
— 1914, *The ground plan of a typical thoracic segment in winged Insects.* (Zool. Anz., XLIV, pp. 56-67.)
— 1916, *The phylogenetic origin and the natur of wings of Insects according to the paranotal theory.* (Jour. New York, Ent. Soc., XXIV, pp. 1-39.)
— 1918, *Phylogenetic study of the terga and wing-bases in Embids, Plecoptera, Dermaptera and Coleoptera.* (Psyche, XXV, pp. 4-12.)
— 1922, *Notes on the Relationships indicated by the venation of the wings of Insects.* (Canad. Ent., LIV, pp. 206-216, 222-235.(
— 1928, *The basal structures of the wings of certain Insects.* (Bull. Brooklyn Ent. Soc., XXIII, pp. 113-118.)
CROWSON, R. A., 1938, *The met-endosternite in Coleoptera.* (Trans. R. Ent. Soc. Lond., LXXXIX, pp. 397-416.)
— 1944, *Further studies on the met-endosternite in Coleoptera.* (Trans. R. Ent. Soc. Lond., XCV, pp. 273-310.)
— 1946, *A revision of the genera of the Chrysomelid group* Sagrinae (*Coleoptera*). (Trans. R. Ent. Soc. Lond., XCVII, 4, pp. 75-115, 36 fig.)
CUÉNOT, L., 1922, *Coléoptères droits et gauches.* (C. R. Assoc. franc. Avanc. Sc., XLV, 1921, pp. 682-683.)
CUÉNOT, L. et MERCIER, L., 1922, *La perte de la faculté du vol chez les Diptères parasites.* (C. R. Acad. Sc. Paris, CLXXVI, pp. 433-436.)
— — 1923, *Les muscles du vol chez les mutants alaires des Drosophiles.* (C. R. Acad. Sc. Paris, CLXXVI, pp. 1112-1113.)
CUÉNOT, L. et TETRY, A., 1951, *L'évolution biologique.* (Masson, Paris, pp. 1-592.)
DARLINGTON, P. J., 1936, *Variation and atrophy of glying wings of some Carabid beetles.* (Ann. Soc. Ent. Amer., XXIX, pp. 136-179.)
DARLINGTON, P. J. (Jr.), 1943, Carabidae *of mountains and islands. Data on the evolution of isolated faunas and on atrophy of wings.* (Ecol. Mon., XIII, pp. 37-61.)
DEMOLL, K., 1918, *Die Anfassung des Fliegens der Käfer. Ein zoologische Irrelehre.* (Zool. Anz., XLIX, pp. 285-286.)
DEMOLL, R., 1918, *Der Flug der Insekten und der Vögel.* (Jena, pp. 1-67.)
— 1919, *Die Bedeutung der Elytren der Käfer für den Flug.* (Biol. Zbl., XXXIX, 10.)
DESCHAMPS, D., 1845, *Recherches microscopiques sur l'organisation des élytres des Coléoptères.* (Ann. Soc. Nat., III, 3, pp. 354-363.)
DEWITZ, H., 1883, *Ueber rüdimentare Flügel bei den Coleopteren.* (Zool. Anz., VI, pp. 315-318.)
DEWITZ, J., 1912, *L'aptérisme expérimental des insectes.* (C. R. Acad. Sc. Paris, CLIV, pp. 386-388.)
— 1917-1920, *Ueber die Entstehung rudimentärer Organe bei den Tieren.* (Zool. Jahrbucher, XXXVI, 2, pp. 231-244; XXXVII, pp. 305-311.)
DIEZ, R., 1896, *Untersuchungen über die Skulptur der Flügeldecken bei der Gattung* Carabus. (Tüb. Zool. Arb., II, 4, pp. 167-190.)
DIMMOCK, G., 1883, *The scales of Coleoptera.* (Psyche, IV, pp. 3-11, 23-27, 43-47, 63-71.)
DOBZHANSKY, T., 1933, *Geographical variations in Lady-Beetles.* (Amer. Nat., LXIX, 709, pp. 96-125.)
DONCASTER, L., 1905, *On the colour-variations of the beetle* Gonioctena variabilis. (Proc. Zool. Soc., London, II, pp. 528-536.)

DUNN, E., 1948, *A method of distinguishing between young and ald Colorado beetles.* (Nature, London, CLXII, p. 75.)
— 1951, *Wing coloration as a means of determining the age of the Colorado beetle.* (L. decemlineata SAY). (Ann. appl. Biol., XXXVIII, 2, pp. 433-434.)
ECKSTEIN, K., 1888, *Ein abnormer* Procrustes coriaceus L. (Berl. Ent. Z., XXXII, 1, p. 32.)
EGGERS, 1923, *Über Korrelation in der Ausbildung der Flügel und der Tympanalorgane bei Insekten.* (Verh. D. Zool. Ges. Berlin, XXVIII, pp. 42-44.)
ERHARDT, E., 1916, *Zur Kenntnis der Innervierung und der Sinnesorgane der Flügel von Insekten.* (Zool. Jahrb. Abt. Anat., XXXIX, 2, pp. 293-334.)
FAUST, R., 1952, *Untersuchungen zum Halterenproblem.* (Zool. Jahrb., LXIII, 3, pp. 326-366.)
FISCHER, L. H., 1846, *Microscopische Untersuchungen über die Käferschuppen.* (Isis, VI, pp. 401-421.)
FORBES, W. T. M., 1922, *The wing nervation of the Coleoptera.* (Ann. Ent. Soc. Amer., VII, 15, pp. 328-351.)
— 1924, *The occurrence of nygmata in the wings of Insecta* Holometabola. (Ent. News Philad., XXXV, pp. 230-232.)
— 1924, *How a beetle folds its wings.* (Psyche, XXXI, pp. 254-258.)
— 1926, *The wing-folding patterns of the Coleoptera.* (J. New York Ent. Soc., XXXIV, pp. 42-68, 91-139.)
— 1928, *The Protocoleoptera.* (Psyche, Boston Mass., XXXV, pp. 32-35.)
— 1933, *The axillary venation of the insects.* (V[e] Congr. Int. Ent. Paris, II, pp. 277-284.)
— 1942, *The wing of the* Schizopini (*Col.* Dascillidae). (Ent. News Philad., LIII, pp. 101-102.)
— 1942, *The wing of* Mastogenius (Coleoptera). (J. New York Ent. Soc., L, pp. 193-194.)
— 1943, *The origin of wings and venational types in insects.* (Amer. midl. Nat. Notre-Dame Ind., XXIX, pp. 381-405.)
— 1947, *Beetle wings.* (Col. Bull., I, pp. 71-73.)
FOX, D. L., 1953, *Animal biochromes and structural colours.* (Cambridge Univ. Press., 379 p.)
GADEAU DE KERVILLE, H., 1932, *Sur la couleur interférentielle vert d'émeraude du* Physonota gigantea BOHEM. (*Coléoptère de la famille des Chrysomélides*). (Mél. entom., 5[e] mém., pp. 477-479.)
— 1932, *Production, chez les insectes desséchés* (*Coléoptères, Lépidoptères, Hémiptérés et Orthoptères*) *de variations de couleurs par l'action de substances chimiques et de températures élevées.* (Mél. entom., 5[e] mém., pp. 469-476.)
GAHAN, J., 1891, *Mimetic ressemblance between species of the Coleopterous genera* Lema *and* Diabrotica. (Trans. Ent. Soc. London, pp. 367-374.)
GAHAN, C. J., 1911, *On some recent attempts to classify the Coleoptera in accordance with their phylogeny.* (The Entomologist, pp. 1-30.)
GANGLBAUER, L., 1909, *Ueber die Beziehungen der Skulptur zum Tracheenverlauf in den Elytren der Koleopteren.* (Verh. Zool. Bot. Ges. Wien, LIX, pp. 17-26.)
GAUSE, G. F., 1930, *Die variabilität der Zeichnung bei den Blattkäfern der Gattung* Phytodecta. (Biol. Zentralbl., L., p. 235.)
GISSLER, C. F., 1880-1881, *Subelytral air-passages in Coleoptera.* (Proc. Amer. Assoc. Adv. Sci., XXIXth Meet., pp. 667-669.)
GOOD, H. G., 1925, *Wing venation of* Buprestidae. (Ann. Ent. Soc. Am., XVIII, 2, p. 25.)
GOODLIFE, F. D., 1939, *The taxonomic value of wing venation in the larger* Dystiscidae (*Coleoptera*). (Trans. Soc. Br. Ent. Southampton, VI, pp. 23-38.)
GORTNER, R. A., 1911, *The Origin of the Pigment and the Color Pattern in the Elytra of the Colorado Potato Beetle* (Leptinotarsa decemlineata SAY). (Amer. Nat., XLV, 540, pp. 743-755.)
GOUREAU, 1843, *Mémoire sur l'irisation des ailes des insectes.* (Ann. Soc. ent. Fr., II, 1, pp. 201-215.)
GRAHAM, S. A., 1922, *A study of the wing venation of Coleoptera.* (Ann. Ent. Soc. Amer., XV, pp. 191-200.)
GRANT, C., 1946, *Kaleidoscopic color changes in beetles.* (Journ. Ent. Zool. U.S.A., XXXVIII, p. 55.)
GRIFFINI, A., 1896, *Observations sur le vol de quelques Dytiscides et sur les phénomènes qui le précèdent.* (Arch. ital. Biol., XXV, pp. 326-331.)
GRISON, P., 1946, *Les variations de pigmentation des élytres chez le doryphore* (L. decemlineata SAY). (Ann. Epiph., XII, 13, pp. 377-382.)
GRISON, P. et LE BERRE, J. R., 1953, *Caractères de la dispersion par vol du Doryphore* (Leptinotarsa decemlineata SAY) *dans le Sud du Cotentin en 1952.* (Rev. Zool. Agr. appl., X, 11, pp. 1-7.)
GUNST, J. H., (DE), 1952, *A monstrosity of* Cybister lateralimarginalis DE GEER. (Entom. Berichten, CCCXXI, 14, pp. 45-46.)

HANDLIRSCH, A., 1908, *Die Fossilen Insekten und die Phylogenie der Rezenten Formen.* (Leipzig, 1430 p., 51 pl.)

HASS, W., 1914, *Die Asymmetrie der Flügelrüdimente bei* Carabus auratus L. (Zool. Anz. XLIV, pp. 292-297.)

— 1914, *Über das Zustandekommen der Flügeldeckenskulptur einiger Brachyceriden.* (Sitzsber. Ges. naturforsch. Freunde Berl., VII, pp. 354-364.)

— 1916, *Über Metallfarben bei Buprestiden.* (Sitzsber. Ges. naturforsch. Freunde Berl., IX, pp. 332-343.)

HAUBER, U. A., 1925, *An analysis by selection and crossing of Genetic Factors involved in Defective Venation, a variable character of the Parasitic Wasp* Habrobracon juglandis (ASHMEAD). (Genetics, X, pp. 91-116.)

HAUPT, H., 1950, *Die Käfer (Coleoptera) aus der eozänen Braunkohle des Geiseltales.* (Geologica, Berlin, VI, pp. 1-168.)

HAZELTINE, W., 1950,*Observations in flights of* Pleocoma conjungens (*Col.* Scarabaeidea). (Pan. Pac-Ent. San Franscisco, XXVI, pp. 188-189.)

HELWIG, H. et LUDWIG, W., 1951, *Versuche zur Frage der Arterkennung bei Insekten.* (Z. Tierpsychol. Dtsch., VIII, 3, pp. 456-462.)

HENNEGUY, F., 1904, *Les insectes.* (Paris, pp. 46-49.)

HERBERDEY, R. F., 1938, *Beiträge zum Bau des Subelytralraumes und zur Atmung des Coleopteren.* (Z. Morph. Oekol. Tiere, Berlin, XXXIII, pp. 667-734.)

HERBST, H. G., 1952, *Studien über Flügeldecken der Rutelinen und Cetoniinen* (*Col.* Scarabaeidae). *Das Elytralgelenk.* (Zool. Jahrb. Abt. Anat. Ontog. Tiere Dtsch., LXXII, 1, pp. 1-66.)

HEYMONS, R., 1896, *Ueber Flügelbildung bei der Larve von* Tenebrio molitor. (Sitzb. Ges. Naturf. Freunde zu Berlin, pp. 142-144.)

HICKS, J. B., 1856, *On a new Organ in Insects.* (Journ. Proc. Linn. Soc., I, 3, pp. 136-140.)

— 1857, *Further remarks on the organs found on the bases of the Halteres and Wings of Insects.* (Trans. Linn. Soc. London, XXII, 2, pp. 141-145.)

HOCKING, B., 1953, *The intrinsic range and speed of flight of insects.* (Trans. R. Ent. Soc. London, CIV, 8, pp. 223-345.)

HOFFBAUER, C., 1892, *Beiträge zur Kenntnis der Insekten-flügel.* (Z. wiss. Zool., LIV, pp. 579-630.)

HOFMANN, G., 1879, *Ueber die morfologische Deutung der Insectenflügel.* (Jahresber. d. Akad. naturwiss. Vereins. Graz., 5, Jahrg., pp. 63-68.)

HOPKINS, A. D., 1909, *Contribution toward a monograph of the Scolytid beetles.* I : *The genus* Dendroctonus. (U.S. Dept. Agr., XVII, 1, pp. 1-164.)

HUNDERTMARK, A., 1935, *Die Entwicklung der Flügel des Mehlkäfers* Tenebro molitor, *mit besondere Beruchsichtigung der Häutungsvorgänge.* (Z. morphol. Okol. Tiere, XXX, pp. 506-543.)

HUXLEY, J., 1948, *Evolution. The Modern Synthesis.* (London, pp. 548-549.)

IGLASIAS, L. I., 1929, *Variabilidad por fluctuation en las manchas elitrales de* Crioceris asparagi L. *var.* campestris L. (Mém. Soc. esp. Hist. nat., XV, pp. 411-413.)

IMMS, A. D., 1931, *Recent research on the wing venation of insects.* (Ent. Month. Mag., LXVII, pp. 145-148.)

JACKSON, D. J., 1920-1922, *Bionomics of weevils of the genus Sitones injurious to Leguminous Crops in Britain.* (Ann. App. Biol., VII, pp. 269-298; IX, pp. 93-115.)

— 1926, *The inheritance of Brachypterous and Macropterous wings in* Sitona hispidula. (Nature, CXVIII, pp. 192-193.)

— 1928, *Wing dimorphism in weevils.* (Nature, CXXII, p. 478.)

— 1928, *The inheritance of long and short wings in the Weevil,* Sitona hispidula, *with a discussion of wing reduction among beetles.* (Trans. R. Soc. Edin., LV, pp. 665-735.)

— 1929, *Reviews and notices of books.* (Ent. Record, pp. 81-83, 97-99.)

— 1933, *Observations on the flight muscles of Sytona weevils.* (Ann. Appl. Biol., XX, pp. 731-770.)

— 1950, Noterus clavicornis DE GEER *and* N. capricornis HERBST (*Col.* Dysticidae) *in Fife.* (Ent. Month. Mag., XCVI, pp. 39-43.)

— 1952, *Observations on the capacity for flight of water beetles.* (Proc. R. Ent. Soc. Lond., XXVII, 7-9, pp. 57-70.)

JACOBSON, G., 1899, *Uber den ausseren Bau flügelloser Käfer.* (Annuaire Mus. Zool. Ac. Imp. Sc. Saint-Pétersbourg, IV, pp. 12-19.)

JACOBY, M. et CLAVAREAU, H., 1904, *Donacidae*, in P. WYTSMAN, Genera Insectorum, fasc. 21. (Bruxelles, 15 p.)
— 1904, *Crioceridae*, in P. WYTSMAN, Genera Insectorum, fasc. 23. (Bruxelles, 40 p.)
— 1905, *Megascelidae*, in P. WYTSMAN, Genera Insectorum, fasc. 32. (Bruxelles, 6 p.)
— 1905, *Megalopidae*, in P. WYTSMAN, Genra Insectorum, fasc. 33. (Bruxelles, 20 p.)
— 1906, *Clytrinae*, in P. WYTSMAN, Genera Insectorum, fasc. 49. (Bruxelles, 87 p.)
JANET, CH., 1899, *Sur le mécanisme du vol chez les insectes*. (C. R. Acad. Sc. Paris.)
JASCHKE, P. V., 1943, *Bemerkungen zum Bau der alokosternalen Cicindelinenelytren*. (Zool. Anz. Leipzig, CXLI, pp. 231-234.)
JEANNEL, R., 1911, *Revision des* Bathysciinae, (Arch. Zool. Exp. gén., V, 7, pp. 1-641.)
— 1925, *Morphologie de l'élytre des Coléoptères adéphages*. (Arch. Exp. et Gén., LXIV, pp. 1-84.)
— 1925, *L'Aptérisme chez les insectes insulaires*. (C. R. Ac. Sc., CLXXX, pp. 1222-1224.)
— 1940, *Croisière du* BOUGAINVILLE *aux îles australes françaises*. (Mém. Mus. Nat. Hist. Nat., XIV, pp. 1-328.)
— 1941, *Les Coléoptères carabiques*. (Faune de France, XXXIX, pp. 35-36.)
— 1949, *Coléoptères, in* GRASSÉ, Traité de Zoologie, IX. (Paris, pp. 803-812.)
JOLIVET, P., 1946, *A propos des variations du Doryphore* (Leptinotarsa decemlineata SAY) (*Col. Chrys.*). (Miscell. Ent. XLIII, 4, pp. 31-33.)
— 1946, *A propos d'une curieuse anomalie élytrale chez une femelle de* Timarcha tenebricosa F. (Miscell Ent., XLIII, 10, pp. 133-134.)
— 1946, *Sur plusieurs cas de brachélytrie dysplasique dans une population de* Melasoma tremulae F. (*Col. Chrys.*). (Miscell. Ent., XLIII, 4, pp. 36-38.)
— 1948, *Introduction à la biologie des* Timarcha (*Col. Chrys.*). (Miscell. Ent., XLV, 1, pp. 1-32.)
— 1948, *La conservation de la couleur chez les* Cassididae (*Col. Chrys.*). (Entomologiste, IV, 3-4, pp. 140-143).
— 1949, *Les Chrysomélides qui changent de couleur*. (Entomologiste, V, 5-6, pp. 190-191.)
— 1949, *A propos de la coloration chez les* Cassididae. (Entomologiste, V, 1-2, p. 58.)
— 1950, *Un accouplement interspécifique chez deux* Chrysolina. (Bull. et Ann. Soc. Ent. Belg., LXXXVI, 9-10, p. 200.)
— 1950, *Sur un cas de trématélytrie chez* Crioceris asparagi L. ♀ (*Col.* Crioceridae). (Entomologiste, VI, 3, pp. 77-79.)
— 1951, *Contribution à l'étude du genre* Gastrophysa CHEVROLAT (*Col. Chrys.*) (*troisième note*). (Bull. Inst. roy. Sc. nat. Belg., XXVII, 21, pp. 1-47.)
KALMUS, H., 1945, *Correlations between flight and vision, and particularly between wings and ocelli, in insects*. (Proc. R. Ent. Soc. Lond., A XX, 4-6, pp. 84-96.)
KAPZOV, S., 1911, *Untersuchungen über den feineren Bau der Cuticula bei Insekten*. (Zeitschr. Wiss. Zool., XCVIII, pp. 297-337.)
KATO, M., 1923, *On the elytra of the Coleoptera*. [Taiwan Hakub. K. (Trans. N. H. Soc. Formosa), XIII, pp. 174-177.)]
KEMPERS, K. J. W., 1898, *Onderzoek over aderloop bij kevervleugels* (XXXI[e] Winterverg.). (Tijdschr. voor Ent., XLI, pp. 31-35.)
— 1900-1902-1903, *Het adersysteem der kevervleugels*. (Tijdschr. voor Ent., XLII, pp. 180-208; XLIII, pp. 172-199; XLIV, pp. 13-39; XLV, pp. 53-71.)
— , *Gehectografeerde teekeningen van Keversvleugels-Variatie adersystemen bij sommige kevers. Kan studie der kevervleugels tot afstammings-leer of rangschikking voeren ?* (LVII[e] Zomerverg.). (Tijdschr. voor Ent., XLV, pp. 54-56.)
— 1905, *Indeeling naar adersysteem valt veelal samen met groepeering naar andere kenmerken twijfelachtige Sumatraansche Dascillide volgens adersysteem*. (Tijdschr. voor Ent., XLVIII, pp. 51-55.)
— 1908, *Studie der kevervleugels*. (Tijdschr. voor Ent., LI, pp. 9-16.)
— 1909, *Nog iets over het adersysteem der Kevervleugels*. (Tijdschr. voor Ent., XLII, pp. 272-283.)
— 1912, *Is er een oervleugeltype onder de thans levende kevers ?* (LV[e] Winterverg.). (Tijdschr. voor Ent., LV, pp. 32-33.)
— 1915, *Afbeeldingen van Cerambyciden-vleugels*. (Tijdschr. voor Ent., LVIII, pp. 61-62.)
— 1917, *Gekleurde achtervleugels van kevers*. (Tijdschr. voor Ent., LX, p. 43.)
— 1920, *Beteekenis van het oblongum voor de systematiek*. (Tijdschr. voor Ent., LXIII, pp. 72-75.)
— 1921, *Over een collectie achtervleugelteekeningen van kevers*. (Tijdschr. voor Ent., LXIV, p. 61.)

KEMPERS, K. J. W., 1922, *Aderen van kevervleugels* (LV[e] Winterverg.). (Tijdschr. voor Ent., LXV, pp. 18-21.)
— 1922, *Nadere beschouwingen van het adersysteem der Coleoptera in verband met het systeem van Prof* KOLBE *en anderen.* (Tijdschr. voor Ent., XLV, pp. 1-38.)
— 1923, *Iets naar aanleiding van d'Orchymonts « Aperçu de la nervation alaire des Coléoptères ».* (Tijdschr. voor Ent., XLVI, pp. 129-134.)
— 1923, *Das Flügelgeäder der Käfer.* (Ent. Mitt., XII, 2, pp. 46-63.)
— 1923, *Abbildungen von Flügelgeäder der Koleopteren.* (Ent. Mitt., XII, 2, pp. 71-115, 162-163.)
— 1924, *Het Staphylinen-type als aparte derde vorm van kevervleugels-Afbeeldingen van patronen bij kevervleugels.* (Tijdschr. voor Ent., LXVII, pp. 52-54.)
— 1930, *Indeeling kevers naar bouw monddeelen en vleugeladeren* (LXXXV[e] Zomerverg.). (Tijdschr. voor Ent., LXXIII, pp. 90-91.)
KERN, F. et GUNTHART, E., 1950, *Nouvelles recherches sur le vol du hanneton* (Melolontha vulgaris F.) (Mitt. schweiz. entomol. Gesellsch., XXIII, 2, pp. 226-234.)
KLEINE, R., 1920, *Der Brenthidenflügel.* (Arch. Naturg. Berlin, LXXXV A, 8, pp. 1-30.)
KOLBE, H., 1886, *Die Zwischraume zwischen den Punktstreifen der punktiertgestreiften Flügeldecken der Coleoptera als rudimentare Rippen aufgefast.* (Jahrb. zool. Sekt. Westfal. Prov.-Ver. für Wiss. u. Kunst. Münster, pp. 57-59.)
— 1893, *Einführung in die Kenntnis der Insekten.* (Berlin, p. 709.)
— 1901, *Vergleichend morphologische Untersuchungen an Koleopteren nebst Grundlagen zu einem System und zur Systematik derselben.* (Archiv. f. Naturg., pp. 98-112, 128-141, pl. 2-3, fig. 14-22.)
— 1911, *Die Vergleichende Morphologie und Systematik der Coleopteren.* (I[er] Congrès d'Ent., II, pp. 41-68.)
KORSCHELT, E., 1924, *Bearbeitung einheimischer Tiere.* I : *Monographie : Der Gelbrand* Dytiscus marginalis L. (Leipzig, I, pp. 1-863.)
KRAATZ, G., 1878, *Ueber die Skulptur-Elemente der Carabus.* (Dtsch. Ent. Zeitschr., XXII, 11, pp. 273-291.)
KREMER, J., 1917, *Beiträge zur Histologie der Coleopteren.* (Zool. Jahrb. XL, 1, pp. 105-154.)
— 1919, *Die Flügeldecken der Koleopteren.* (Zool. Jahrb. Abt. Anat. u. Onth., XLI, pp. 175-272.)
KRÜGER, E., 1898, *Ueber die Entwicklung der Flügel der Insekten, mit besonderer Berücksichtigung der Deckflügelder Käfer.* (Thèse, Biol. Ctrbl. Göttingen, V, 19, pp. 783-797.)
KUHNE, O., 1915, *Der Tracheenverlauf im Flügel der Koleopteron nymphe.* (Z. wiss. Zool., CXII, pp. 692-718.)
KÜKENTHAL, W., 1926-1930, 1933-1936, *Handbuch der Zoologie.* (Berlin et Leipzig, IV, 1, pp. 434-445; IV, 2, pp. 1078-1086.)
KUNTZE, R., 1923, Arch. Tow. Nauk. Lwov., II, pp. 411-423; III, pp. 245-264 (en polonais).
— 1923, *Analyse génétique de la variabilité de la coloration chez le Coléoptère* Melasoma aenea L. (C. R. Soc. Biol., IC, pp. 1392-1394.)
— 1928, *Genetische Analyse der Färbungsvariabilität des Blattkäfers* Melasoma aenea L. (Z. ind. Abst.-Vererb.-Lehre, XLVII, pp. 125-146.)
LABOISSIÈRE, V., 1936, *Coup d'œil sur les* Galerucinae *optères.* (Livre jubilaire E. BOUVIER, pp. 220-222.)
LA GRECA, M., 1945, *Il brachitteriismo negli insetti.* (Boll. Soc. Nat. Napoli, LV, pp. 52-57.)
— 1946, *Osservazioni sul brachitterismo degli ortotteri in rapporto al sesso.* (Mon. Zool. Ital., LV, 7-12, pp. 138-141.)
— 1949, *Il brachitterismo negli insetti*, II. (Ann. Ist. Mus. Zool. Univ. Napoli, I, 1, pp. 1-18.)
LAMEERE, A., 1900, *Notes pour la classification des Coléoptères.* (Ann. Soc. Ent. Belg., XLIV, p. 265.)
— 1903, *Nouvelles notes pour la classification de Coléoptères.* (Ann. Soc. Ent. Belg., XLVII, pp. 155-165.)
— 1922, *Sur la nervation alaire des insectes.* (Bull. Acad. roy. Brux., V, 8, pp. 138-149.)
— 1935-1938, *Précis de Zoologie.* (Paris, IV, pp. 1-468; V, pp. 1-536.)
LARSEN, O., 1949, *Ein* Carabus clathratus L. *mit hochgradig asymmetrischer Entwicklung der Alae.* (Opusc. ent. Lund., XIV, pp. 113-119.)
LE BERRE, J. R., 1950, *Action des facteurs climatiques sur l'incitation au vol du Doryphore.* (C. R. Acad. Sc., Paris, CCXXXI, 20, pp. 1096-1098.)
— 1952, *Contribution à l'étude du déterminisme de l'envol du Doryphore*, Leptinotarsa decemlineata SAY. (C. R. Acad. Sc. Paris, CCXXXIV, 10, pp. 1092-1094.)
LEECH, H. B., 1942, *Dymorphism in the Flying Wings of a species of water beetle*, Agabus bifarius (KIRBY). (Ann. ent. Soc. Amer., XXXV, pp. 76-80.)
LEHR, R., 1914, *Die Sinnesorgane der beiden Flügelpaare von* Dytiscus marginalis. (Z. wiss. Zool,, p. 110.)

LEMCHE, H., 1935, *The primitive colour-pattern on the wings of insects and its relation to the venation.* (Vidensk. Medd. naturh. Foren. Kjobenhavn, IC, pp. 45-64.)

— 1940, *The origin of winged insects.* (Vidensk. Medd. naturh. Foren. Kobenhavn, CIV, pp. 127-168.)

LENGERKEN, H. VON, 1924, *Coleoptera, II*, in P. SCHULZE Biologie der Tiere Deutschlands, XII, 40, pp. 37-104.

LESTON, D., 1952, *Unilateral brachypterism in* Drymus brunneus SAHLB. (*Hem. Lygaeidae*). (Ent. Month. Mag., XIV, 13, p. 20.)

LEWIS, E., 1949, *A propos de la coloration des Cassides.* (Entomologiste, V, 3-4, pp. 99-100.)

LEYON, H. & EKLUND, G., 1950, *Some electron microscopical observations on the structure of the wings of Simulium.* (Ark. Zool. Stockholm, I, 29, pp. 471-476.)

L'HERITIER, P., NEEFS, Y. et TEISSIER, G., 1937, *Aptérisme des insectes et sélection naturelle.* (C. R. Ac. Sc. Paris, CCIV, p. 907.)

LINDROTH, C. H., 1946, *Inheritance of wing dimorphism in* Pterostichus anthracinus ILL. (Hereditas, XXXII, pp. 37-40.)

— 1948, *The wing-dimorphism in the* Carabidae-*family* (*Coleoptera*). (Arch. Soc. zool. bot. fenn. Helsinki, I, pp. 70-72.)

LIPP, H., 1935, *Die Lebensweise von* Melasoma aenea (L.) *in der Mark* (*Col. Chrys.*). (Dtsch. ent. Z., pp. 1-64.)

LOMNIKI, J. R. VON, 1898, *Flügelrüdimente bei den Caraben.* (Zool. Anz., XXI, pp. 352-355.)

MACGILLIVRAY, A. D., 1923, *The subcostal vein in the wings of insects.* (Amer. Nat. New York, LVII, pp. 371-374.)

MACHATSTSCHE, J. W., 1953, *Zur Variabilität von* Leptinotarsa decemlineata SAY. (Beitr. z. Ent. III, 3, pp. 304-311.)

MANUNTA, C., 1948, *Astaxanthin in insects and other terrestrial arthropods.* (Nature, London, CLXII, 4112, p. 298.)

MANUNTA, C. et MORITTU, G., 1948, *I pigmenti carotenoidi nella dorifora delle patate* (Leptinotarsa decemlineata). [Atti Accad. Lincei (Roma) Rend. Cl. Sci. Fis. Nat. nat., série 8 A, IV, 1, pp. 115-116.]

MANUNTA, C. et SOLINAS, I., 1952, *Sul metabolisme dei pigmenti carotenoidi nella dorifora delle patate* (Leptinotarsa decemlineata SAY). (Rend. Accad. Naz. Lincei, série VIII, XII, 6, pp. 759-767.)

MARAN, J., 1926, *Étude sur les espèces macroptères du genre* Carabus *dans les collections de la section entomologique du Museum national de Prague.* (Sborn. ent. odd. Nar. Mus. v Praze, IV, pp. 125-130.)

— 1927, *Studie o rudimentech kridel u rodu* Pterostichus BON. *a* Molops BON. (Sborn. ent. odd. Nar. Mus. v. Praze, V, pp. 121-139.)

— 1930, *Études phylogéniques et systématiques sur la morphologie des ailes dans la famille des Cérambycides.* (Prag. Sborn. Nar. Mus., pp. 20-54.)

MAREY, M., *Reproduction mécanique du vol des insectes.* (C. R. Acad. Sc., LXVIII, pp. 667-669.)

MARTYNOV, A., 1924, *L'évolution de deux formes d'ailes différentes chez les insectes* (en russe, résumé français). (Rev. Zool. Russe Moscou, IV, 1-2, pp. 155-185.)

— 1924, *Sur les organes facettiques aux ailes des insectes.* (C. R. Acad. Sc. Russ., Leningrad, pp. 71-73.)

— 1925, *Ueber zwei Grundtypen der Flügel bei den Insecten und ihre Evolution.* (Zeits. f. Morph. u. Oekol. d. Tiere Berlin, IV, pp. 465-501.)

— 1926, *Sur l'origine et l'évolution de deux types principaux d'ailes des insectes* (en russe). (Ann. Soc. Paléont. Russie, IV, pp. 137-143.)

MASON, C. W., 1927, *Structural colors in insects, III.* (J. Phys. Chem., XXXI, pp. 1856-1872.)

— 1929, *Transient color changes in the tortoise beetle.* (Ent. News, XL, pp. 52-56.)

MAULIK, S., 1939, *The correlation between colour-pattern and structure in insects.* (Ann. Mag. Nat. Hist., XI, 3, pp. 230-235.)

MEINERT, 1880, *Sur l'homologie des élytres des Coléoptères.* (Ent. Tidskr., I, p. 168.)

MELIN, D., 1941, *Contributions to the knowledge of the flight of Insects.* (Uppsala Univ. Arssk., IV, pp. 1-247.)

MEQUIGNON, A., 1945, *Sur les Cassides des* Inula (*Col. Chrys.*). (Rev. franç. Ent., XI, pp. 146-156.)

MOCQUERYS, S., 1880, *Recueil de Coléoptères anormaux par feu* M. S. MOCQUERYS *avec introduction par* M. J. BOURGEOIS. (Rouen, Impr. Deshays, pp. 1-142.)

MUIR, F., 1918, *Notes on the Ontogeny and Morphology of the male genital tube in Coleoptera.* (Trans. Ent. Soc. London, pp. 223-229.)

NEEDHAM, J. G., 1935, *Some basic principles of insect wing venation.* (J. N. Y. Ent. Soc., XLIII, pp. 113-129.)

NOE, G., 1905, *Contribuzione alla conoscenza del sensorio degli insetti.* (Atti reale Accad. Lincei, XIV, 1, pp. 721-727.)

OERTEL, R., 1924, *Studien uber Rudimentation ausgeführt an den Flügelrudimenten der Gattung* Carabus. (Zeits. f. Morph. u. Oekol. d. Tiere, Berlin, I, pp. 38-120.)

— 1924, *Zur terminologie des Adephagenflugels.* (Zeits. f. Morph. u. Oekol. d. Tiere Berlin, I, pp. 793-830.)

OGLOBLIN, D., 1936, *Chrysomelidae, Galerucinae.* (Faune de l'U.R.S.S. Col., XXVI, 1, p. 2.)

OKAY, S., 1949, *Sur les pigments des ailes rouges, bleues et jaunes des Acridiens.* (VIII[e] Congr. Int. Zool., LXXXII.)

ORCHYMONT, A., D', 1918, *Note préliminaire sur la nervation alaire des Coléoptères.* (Bull. Soc. ent. Fr., pp. 170-172.)

— 1920, *La nervation alaire des Coléoptères.* (Ann. Soc. ent. Fr., LXXXIX, pp. 1-112, 3 pl.)

— 1921, *Aperçu de la nervation alaire des Coléoptères.* (Ann. Soc. ent. Belgique, LXI, pp. 256-278.)

OSBORNE, H., 1905, *The origin of the wings of insects.* (Proc. Ohio State Acad. Sci., IV, pp. 333-339.)

OSBORNE, M. F. M., 1951, *Aerodynamics of flapping flight with application to insects.* (J. exper. Biol. G. B., XXVIII, 2, pp. 221-245.)

PALMER, L. S. et KNIGHT, H. H. 1924, *Carotin-the principal cause of the red and yellow colors in* Perillus bioculatus (FABR.) *and its biological origin from the lymph of* Leptinotarsa decemlineata SAY. (J. Biol. Chem., LIX, pp. 443-449.)

PAULIAN, R., 1935, *Sur l'atrophie des élytres chez les Coléoptères.* (Miscell. Ent., XXXVI, 11, pp. 94-96.)

— 1943, *Les Coléoptères.* (Payot éd., pp. 17-22.)

PETERSEN, B., TORNBLOM, O. et BODIN, N. O., 1952, *Verhaltenstudien am Rapsweissling und Bergweissling* Pieris napi *und* Pieris bryoniae. (Behaviour Nederl., IV, 2, pp. 67-84.)

PEYERIMHOFF, P. DE, 1902, *Note sur la position systématique des* Cupedidae. (Bull. Soc. ent. Fr., pp. 206-209.)

— 1902, *Sur la nervation alaire des* Caraboidea *et particulièrement sur celle du genre* Omma (*Col.*). (Bull. Soc. ent. Fr., pp. 330-332.)

PLATEAU, F., 1869, *Réflexions et expériences sur le vol des Coléoptères.* (Soc. Phys. et Hist. Nat. Genève, 21 p.)

— 1873, *L'aile des insectes.* (Journ. d. Zool., II, pp. 126-137.)

POISSON, R., 1924, *Contribution à l'étude des Hémiptères aquatiques.* (Bull. Biol. Fr. et Belg., LVIII, 1, pp. 49-305.)

— 1946, *L'aptérisme chez les insectes.* (Rev. scient., LXXXIV, pp. 606-617.)

POUJADE, G. A., 1873, *Note sur le vol de quelques Coléoptères.* (Ann. Soc. ent. Fr., V, 3, pp. 523-524.)

— 1884, *Note sur les attitudes des insectes pendant le vol.* (Ann. Soc. ent. Fr., VI, 4, pp. 197-200.)

POWELL, P. B., 1904, 1905, *The development of wings of certain beetles and some studies of the origin of the wings of insects.* (Journ. N. Y. Ent. Soc., XII, pp. 237-243; XIII, pp. 5-22.)

PROCHAZKA, R., 1936, *Étude sur l'importance morphomatique et systématique de la nervation des ailes des* Malacodermata. (Sborn. ent. odd. Nar. Mus. Praze, XIV, pp. 100-132.)

RAKSHPAL, R., 1951, *Development of black markings on the elytra of the lady-bird beetle* (Chilomenes sexmaculatus F.). (Indian Journ. Ent., XIII, pp. 99-100.)

RAMMNER, W., 1932, *Der Farbwechsel des Schildkäfers* Cassida murraea L. (Zool. Anz., C, pp. 155-160.)

REDTENBACHER, J., 1886, *Vergleichende Studien über das Flügelgeäder der Insekten.* (Ann. K. Nat. Hofmus. Wien, I, 3, pp. 153-231, 12 pl.)

REUTER, E., 1937, *Elytren und Alae während der Puppen- und Käferstadien von* Calandra granaria *und* Calandra oryzae. (Zool. Jb. Iena Anat., LXII, pp. 449-502.)

RIEGEL, G. T., 1948, *Sex and the altitude of flight in Cyclocephala* (*Col.* Scarabaeidae). (Trans. Ill. Acad. Sc. Springfield, XLI, pp. 113-115.)

RIKHTER, A. A., 1936, *On the elytral venation of Coleoptera* (en russe, résumé anglais). (Rev. Ent. U.R.S.S., Leningrad, XXVI, 1935, pp. 25-58.)

ROEDER, K., 1951, *Movements of the thorax and potential changes in the thoracic muscles of insects during flight.* (Biol. Bull. U.S.A., C, 2, pp. 95-106.)

ROGER, O., 1875, *Das Flügelgeäder der Käfer.* (Erlangen, 90 p.)

ROHDE, E., 1875, *Hinterflügel der Coleopteren.* (Jahrb. Westp. Prov. Wiss. und Kunst., p. 52.)

ROUBAUD, E., 1947, *Le vent et la dispersion anémotrope chez le Doryphore de la pomme de terre* (L. decemlineata SAY). (C. R. Ac. Sc., CXXII, pp. 620-622.)

RUSCHKAMP, F., 1922, *Zur Faunistik und Biologie unserer Kaefer.* (Maandblad, XI, 1, pp. 1-2.)
— 1927, *Der Flügapparat der Käfer.* (Zoologica, Stuttgart, XXVIII, 75, pp. 1-88.)
— 1927-1928, *Der Flügapparat der Käfer und seine Rückbilddung.* (Natur. u. Mus. Frankfort, LVII, pp. 568-573; LVIII, pp. 113-116, 205-212, 307-310, 414-417, 446-449.)
SAALAS, U., 1936, *Ueber das Flügelgeäder und die phylogenetische Entwicklung der Cerambyciden.* (Ann. zool. Soc. zool. — bot. Vanamo, IV, 1, pp. 1-198.)
SALLE, 1862, *Casside qui change de couleur.* (Bull. Soc. ent. Fr., p. 32.)
SCHALLER, F., 1952, *Der Flug von* Sisyphus schaefferi. (Naturw. Dtsch., XXXIX, 19, p. 455.)
SCHMIDT, W. J., 1942, *Uber die metallfarben des Schildkäfers* Aspidomorpha. (Zeits. f. Morphol. u. Oekol. d. Tiere Berlin, XXXVIII, pp. 85-95.)
SCHULZE, P., 1911, *Variabilität von* Melasoma vigentipunctatum. (Berl. Ent. Zeitschr., LVI, pp. 139-147.)
— 1912, *Die Flügelrudimente der Gattung* Carabus. (Zool. Anz., XL, p. 193.)
— 1913, *Chitin- und andere Cuticularstrukturen bei Insekten.* (Verh. Deutsch. Zool. Gesell., XXIII, pp. 165-195.)
— 1915, *Die Flügeldeckenskulptur der* Cicindela hybrida-*Rassen.* (Dtsch. Ent. Zeitschr., III, pp. 247-255.)
SCOTT, H., 1933, *General conclusions regarding the insect fauna of the Seychelles and adjacent islands.* (Trans. Linn. Soc. Lond., 2e série, Zool., XIX, pp. 307-391.)
SEGAL, B., 1933, *The hind wings of some* Dryopidae *in relation to habitat* (*Coleop.*). (Ent. News Philad., XLIV, pp. 85-88.)
SELLIER, R., 1947, *Le polymorphisme alaire chez les Orthoptéroides.* (Bull. Soc. Sc. Bretagne, XXII, 1-2-3-4, pp. 96-112.)
SHARP, D., 1896, *Sur les ailes du* Dytiscus latissimus *et du* Cybister Roeseli. (Proc. Ent. Soc. London, p. 8.)
SHELFORD, V. E., 1913, *Noteworthy variations in the elytral tracheation of* Cicindela (*Coleop.*). (Ent. News, XXIV, pp. 124-125.)
— 1915, *Elytral tracheation of the tiger-beetles* (Cicindelidae). (Trans. Amer. Micr. Soc., XXXIV pp. 241-252.)
SHELFORD, V. S., 1917, *Colour and colour patterns mechanism of Tiger Beetles.* (Illinois Biol. Monogr., III, pp. 1-134.)
SLATER, 1887, *On the presence of Tannin in certain Insects and its influence on their colours.* (Trans. Ent. London, pp. 32-34.)
SMITH, S. G., 1950, *The Cyto-taxonomy of Coleoptera.* (Can. Ent., LXXXII, 3, pp. 58-68.)
— 1953, *Chromosome Numbers of Coleoptera.* (Heredity, VII, I, pp. 31-48.)
SNODGRASS, R. E., 1909, *The thorax of insects and the articulation of the wings.* (Proc. U.S. Nat. Mus., XXXVI, pp. 511-595.)
— 1927, *Morphology and mechanism of the insect thorax.* (Smith Miscell. Coll., LXXX, pp. 1-108.)
— 1930. *How insects fly.* (Smith. Report, 1929, pp. 383-421.)
— 1935, *Principles of insect Morphology.* (McGraw Hill Book Co., 667 p., 319 fig.)
SOKOLAR, FR., 1913, *Die Deckenskulptur des* Carabus violaceus L. (Wien Verh. Zool. Bot. Ges., LXIII, pp. 91-97.)
SPRUNG, E., 1932, *Die Flügeldecken der* Carabidae. (Zeits. f. Morph. u. Oekol. d. Tiere Berlin, XXIV, pp. 436-490.)
STEGEMANN, F., 1930, *Die Flügeldecken der* Cicindelinae. (Zeits. f. Morph. u. Oekol., XVIII, pp. 1-73.)
STELLWAAG, F., 1914, *Die Alula der Käfer.* (Deutsche Ent. Z., 1914, pp. 419-434.)
— 1914*a*, *Über der Flügapparat der Lamellicornier* (*Vorl. Mitteilung*). (Zool. Anz., XLIII, p. 558.)
— 1914, *Die Flügapparat der Lamellicornier.* (Z. wiss. Zool., CVIII, pp. 359-429.)
SVAIKOVSKIJ, I., 1937, *Aerodynamische Eigentümlichkeiten der Insekten.* (C. R. Acad. Sc. U.R.S.S., XVII, 1-2, pp. 77-80.)
TAKAHASHI, R., 1922, *Some problems concerning the wings of insects.* (Jap. J. Zool. Tokyo, I, pp. 3-4.).
TEODORO, G., 1924, *Sulla struttura delle elitre dei colcotteri.* (Atti Acc. ven.-trent. Padova, III, 14, pp. 24-26.)
TÉTRY, A., 1948, *Les outils chez les Etres vivants.* (Paris, L'Avenir de la Science, XXVI, pp. 76-84.)
THÉODORIDÈS, J., 1952, *Les Coléoptères fossiles.* (Ann. Soc. ent. Fr., CXXI, pp. 23-48.)
TILLYARD, R. J., 1916, *Further researches upon the problems of the radial and Zygopterid sectors in the wings of* Odonata, *and upon the formation of bridges.* (Proc. Linn. Soc. N. S. W., XLI, 4, pp. 871-887.)
— 1926, *Insects of Australia and New Zeaand.* (Sydney. N. S. W., Angus & Robertson Ltd, pp. 1-560.)
— 1932, *The evolution of the Class Insecta.* (Ann. Journ. Sci., XXIII, 138, pp. 529-539.)

TIMOFEEFF-RESSOVSKY, H., 1935, *Divergens, eine Mutation von* Epilachna chrysomelina F. (Ztschr. f. Ind. Abstamm. u. Vererb., LXVIII, pp. 443-453.)

TING, P. C., 1937, *A new species of* Dyslobus *with notes on vestigial hindwings and genitalia as characters in the* Otiorhynchid *weevils* (*Otiorrhynchinae Coleoptera*). (Bull. S. Calif. Acad. Sc. Los Angeles, XXXVI, pp. 79-82.)

TOWER, W. L., 1903, *The origin and development of the wings of Coleoptera.* (Zool. Jahr. Abt. Anat., XVII, pp. 517-572.)

— 1903, *Colors and color patterns of Coleoptera.* (Decenn. Publ. Univ. Chicago, X, pp. 33-70.)

— 1906, *An investigation of evolution in Chrysomelid beetles of the genus* Leptinotarsa. (Washington, pp. 1-320.)

— 1918, *The mechanism of evolution in* Leptinotarsa. (Washington, pp. 1-384.)

TURIAN, G., 1949, *Étude sur la pigmentation chez une Casside de l'Inula. I* : Cassida murraea L. (*Col. Chrys.*). (Mitt. Schweiz. Ent. Ges., XXII, 4, pp. 423-432.)

— 1952, *Étude sur la pigmentation chez une Casside de l'Inula. II* : Cassida murraea L. (*Col. Chrys.*). (Mitt. Schweiz. Ent. Ges., XXV, 1, pp. 47-48.)

UHMANN, E., 1942, *Die Deckenskulptur von* Acmenychus inermis ZOUBHOFF. *Erste Studie zum Gesetz der Dornen bei der Gruppe der* Hispini. (Ent. Bl. Krefeld, pp. 211-214.)

— 1943, *Die Deckenelemente der* Hispini. (Folia zool. hydrobiol. Riga, XII, pp. 202-210.)

— 1943, *Die Decken-skulptur der Oncocephala-Arten.* (Zool. Anz. Leipzig, CXLI, pp. 241-255.)

— 1949, *Die Deckenelemente des* Hispini. (Ent. Bl. Krefeld, XLI-XLIV, pp. 177-189.)

— 1950, *Die Deckenskulptur von* Octotoma SUFFR. *und verwandten Gattungen.* (Rev. ent. Rio de Janeiro, XXI, pp. 259-274.)

VENET, H., 1936, *De l'atrophie des élytres chez les* Carabus. (Livre jubil. de L. BOUVIER, pp. 357-360.)

VEHROEFF, C., 1897, *Ueber die Flügeldecken von* Cassida. (Verhandl. Zool.-Bot. Ges. Wien, XLVII, pp. 410-414.)

VIGNON, P., 1929, *Sur la morphologie et l'évolution de l'aile postérieure chez les Coléoptères.* (C. R. Acad. Sc. Fr., CLXXXIX, pp. 199-201.)

— 1929, *Introduction à de nouvelles recherches de Morphologie comparée sur l'aile des Insectes.* (Arch. du Mus. Paris, VI, 4, pp. 89-123.)

— 1932, *Sur l'aile postérieure des Coléoptères.* (C. R. Acad. Sc. Fr., CXCIV, pp. 563-565.)

— 1932, *Explication morphologique des ailes chez les Diptères et les Coléoptères.* (C. R. Acad. Sc. Fr., CXCIV, pp. 1517-1520.)

— 1933, *Sur la base de l'aile chez les insectes. Formations pseudocostales et transverses.* (C. R. Acad. Sc. Fr., CXCVI, pp. 2028-2030.)

VINSON, J., 1951, *Le cas des Sisyphes mauriciens.* (Proc. r. Soc. Arts et Sc. Maur., I, 2, pp. 105-122.)

VOSS, FR., 1913, *Vergleichende Untersuchungen über die Flugwerkzeuge der Insekten.* (Verh. dtsch. Zool. Ges., p. 118.)

— 1914, *Vergleichende Untersuchungen über die Flugwerkzeuge der Insekten.* (Verh. dtsch. Zool. Ges., p. 59.)

WADDINGTON, C. H., 1942, *The development of rudimentary wings in* Ptinus tectus BOIELD (*Col. : Fam. Ptinidae*). (Proc. Zool. Soc. Lond., série A, CXII, pp. 13-20.)

— 1942, *The epigenotype.* (Endeavour, I, 1, pp. 18-20.)

— 1953, *Évolution des adaptations.* (Endeavour, XII, 47, pp. 134-139.)

WAKELAND, C., 1934, *Flight studies of* Bruchus pisorum L. (J. econ. ent., XXVII, pp. 534-542.)

WESTWOOD, J. O., 1857, *Notes on the wing veins of insects.* (Trans. Ent. Soc. Lond., série II, 4, pp. 60-64.)

WHITING, P. W., 1926, *Two wing mutations in Habrobracon and their method of inheritance.* (Amer. Nat., LX, pp. 443-444.)

WIGGLESWORTH, V. B., 1942, *The principles of insect physiology.* (London, pp. 1-434.)

— 1946, *Organs of Equilibrium in Flying Insects.* (Nature, CLVII, 3994, p. 655.)

WILDE DE, J., 1950, *An experimental proof of the activity of the alary muscles insects.* (Stockholm, VIIIth, Int. Congr. Entom., pp. 1-7.)

WILKINSON K., 1940, *Wing mechanism and folding in Coleoptera.* (Trans. Eastbourne Nat. Hist. Soc. XII, 3, pp. 9-13.)

WILSON, J. W., 1930, *The genitalia and wing venation of the* Cucujidae *and related families.* (Ann. Ent. Soc. Amer. XXIII, pp. 305-358.)

WILSON, S. J., 1934, *The anatomy of* Chrysochus auratus FAB. (*Col. Chrys.*) *with an extended discussion of the wing venation.* (J. New York Ent. Soc., XLII, pp. 65-84.)

WOLLASTON, T. V., 1854, *Insecta Maderensia.* (London, 634, p., XIII pl.)

WOODWORTH, C. W., 1889, *Venation of the wings of Coleoptera.* (Psyche, V, p. 282.)

— 1906, *The wing veins of Insects.* (Univ. Calif. Publ. Techn. Bull. Ent., I, 1, pp. 1-152.)

ZACWILICHOWSKI, J., 1930, *Unerwienie skrzydel owadow.* (Rozpr. Wydz. mata-przyr. Akad. Um. Krakow, LXX B, 2, pp. 1-155.)

— 1931-1932, *Ueber die Innervierung und die Sinnesorgane der Flügel von Insekten*, Teile II, III. (Bull. int. Acad. Cracovie, B II, pp. 391-422; B II, pp. 9-28.)

— 1932, *Unerwienie i narzady zmystowe poktadetka pilarza* Allantus arcuatus FORST. *Über die Innervierung und die Sinnesorgane des Legebohrers von* Atlantus acuatus FORST. (Bull. Acad. Pol. Sc. et Lett., B, pp. 170-185.)

— 1933, *O mozliwosci pokrewienstwa miedzy dwna rzedami owadow-chrzaszcami* (*Coleoptera*) *i sieciarkami* (*Neuroptera*). (Odb. Pam. XIV Zjaz. Lek. Przyr. Polsk., pp. 759-760.)

— 1934, *Über die Innervierung und die Sinnesorgane der Flügel von Schabe* Phyllodromia germanica L. (Bull. Acad. Pol. Sc. et Lett., B, 2, pp. 89-102.)

— 1934, *Über die Innervierung und die Sinnesorgane der Flügel der Feldheuschrecke* Stauroderus biguttulus (L.). (Bull. Acad. Pol. Sc. et Lett., B, 2, pp. 187-196.)

ZALESSKY, Y. M., 1943, *Exposé sommaire des fondements du changement de la terminologie pour la nervation des ailes des insectes* (en russe, résumé français). (Zool. Zh. Moscou, XXII, pp. 154-169.)

— 1944, *A brief statement of reasons for some changes in the terminology of insect wing-venation.* (Proc. R. Ent. Soc. London, A, XIX, pp. 37-47.)

ZEUNER, E., 1933, *Die Stallesgeschichte der Käfer.* (Paläont. Zeitschr., XV, pp. 280-311.)

ZIKAN, J. F., 1947, *Sobre a conservaçao dos Cassidideos* (*Col.*). (Rodriguesia, VI, pp. 83-85.)

ZULUETA, A. DE, 1925, *La Herencia ligada al sexo en el Coleoptero* Phytodecta variabilis OL. (Eos, I, pp. 203-231.)

— 1929, *La mutation « jaspeado » del Coleoptero* Phytodecta variabilis (*su apparicion y herencia*). (Mem. Real. Soc. Esp. Hist. Nat., XV, pp. 819-824.)

INDEX ALPHABÉTIQUE

DES GENRES ET DES ESPÈCES CITÉS

	Pages.
abbreviata JOANNIS *(Galeruca)*	II, 15
abdominale LEFÈVRE *(Promecosoma)*	I, 111
abdominalis BALY *(Leptarthra)*	II, 25
abdominalis CHAPUIS *(Gastrida)*	II, 42
abdominalis JACOBY *(Cynorta)*	II, 33
abdominalis JACOBY *(Dercetis)*	II, 30
abdominalis JACOBY *(Phyllocharoides)*	I, 176
abdominalis KLUG *(Mastosthethus)*	I, 70
Abirus	I, 130
absinthii PALLAS *(Pallasiola)*	II, 41
abyssinica BOHEMAN *(Orphnodella)*	II, 87
Acanthodes	II, 69
Acanthonycha	II, 48
Acentroptera	II, 67
Achaenops	I, 91
aciculata BOHEMAN *(Euctenochira)*	II, 96
Acmenychus	II, 75
Acolastus	I, 90
Acrocassis	II, 88
Acrocrypta	II, 61
acroleuca WIEDEMANN *(Sphaerometopa)*	II, 58
Acromis	II, 84
Acrothinium	I, 131
Acroxena	II, 35
aculeata KLUG *(Dactylispa)*	II, 75
acutangula CHEVROLAT *(Oxygona)*	II, 47
acuticornis CHAPUIS *(Chalepus)*	II, 68
acuticosta LEFÈVRE *(Pagellia)*	I, 120
acutipennis LABOISSIÈRE *(Dilinosa)*	II, 8
adamantina GERMAR *(Coptocyclella)*	II, 92
adamsi BALY *(Syneta)*	I, 53
Adialyta	II, 40
Adorea	I, 112
adusta HAROLD *(Bonesia)*	II, 20
adusta HAROLD *(Heikertingerella)*	II, 54
aenea GERMAR *(Dolichotoma)*	II, 79
aenea LINNÉ *(Linaeidea)*	I, 166
aeneicollis LACORDAIRE *(Lophobasis)*	I, 76
aeneicollis LEFÈVRE *(Pagria)*	I, 118
aeneipennis BALY *(Emathea)*	II, 31
aeneipennis CHAPUIS *(Philhydronopa)*	I, 171
aeneipennis LABOISSIÈRE *(Goudotina)*	II, 19
aeneipennis LABOISSIÈRE *(Kanahiiphaga)*	II, 36
aeneipennis WEISE *(Liroetis)*	II, 25
aeneoguttata FAIRMAIRE *(Hyperacantha)*	II, 18
aenescens FAIRMAIRE *(Galerucella)*	II, 9
aequatorialis ALLARD *(Strobiderus)*	II, 34
aerata BOHEMAN *(Psalidonota)*	II, 92
aeruginosa LEFÈVRE *(Sphaeropsis)*	I, 127
Aesernia	I, 162
Aetheodactyla	I, 83
Aetheomorpha	I, 80
aethiopica WEISE *(Decaria)*	II, 45
Aethiopocassis	II, 90
affinis FABRICIUS *(Chrysolina)*	I, 156
affinis GRONDAL *(Podontia)*	II, 56
afra KLUG *(Sphondylia)*	I, 72
africana DUVIVIER *(Duvivieria)*	II, 35
africana JACOBY *(Kuilua)*	I, 73
africana JACOBY *(Morphosphaeroides)*	II, 20
africana LABOISSIÈRE *(Oidomorpha)*	II, 4
africana LABOISSIÈRE *(Manobia)*	II, 51
africanus viridipennis LABOISSIÈRE *(Hallirhotius)*	II, 7
Agasta	I, 167
Agathomerus	I, 71
Agbalus	I, 108
Agelasa	II, 29
Agelastica	II, 26
Ageniosa	I, 168
Agenysa	II, 82
Agetinus	I, 113
Agetocera	II, 5
aggregata BECHYNÉ *(Isolepronota)*	I, 142
Agonia	II, 74
Agoniella	II, 74
Agrianes	I, 107
Agroiconota	II, 91
Agrosterna	I, 115
Aidoia	II, 92
Alafia	II, 10
albicans CHAPUIS *(Damasus)*	I, 132
albicans CHAPUIS *(Macetes)*	I, 128
albicollis FABRICIUS *(Licyllus)*	II, 44
albidipennis WEISE *(Hapsidolema)*	I, 66
albipes SUFFRIAN *(Metallactus)*	I, 90
albofasciata JACOBY *(Homophoeta)*	II, 57
albohirsutus BRYANT *(Acolastus)*	I, 90
albomarginata LATREILLE *(Aspicela)*	II, 57
albopilosa JACOBY *(Alafia)*	II, 10
alboscutellatus SUFFRIAN *(Cryptocephalus)*	I, 94
albovittata LEFÈVRE *(Fidia)*	I, 122
Alema	II, 53
Alethaxius	I, 113
Algoala	I, 177
Alitus	I, 109
Alledoya	II, 89

	Pages.
Allocolaspis	I, 141
alni Linné *(Agelastica)*	II, 26
Alopena	II, 28
Alphidia	II, 19
altaicus Mannerheim *(Luperus)*	II, 23
alterna Allard *(Nancita)*	II, 33
alternata Weise *(Dorcathispa)*	II, 75
Alurnus	II, 66
alutacea Boheman *(Physonota)*	II, 85
amabilis Clark *(Hypantherus)*	II, 59
ambigena Boheman *(Parametriona)*	II, 93
Amblispa	II, 71
Amblynetes	I, 135
Ambrostoma	I, 150
Ambrotodes	I, 91
americana Linné *(Chrysolina)*	I, 151
Ametalla	I, 37
Ametalloides	I, 36
amoena Boheman *(Xenocassis)*	II, 93
Amphimela	II, 61
Amplipalpa	II, 64
Amythra	II, 83
Anacassis	II, 82
analis Chapuis *(Diandichus)*	I, 90
analis Foersberg *(Heterostomis)*	I, 84
analis Linné *(Hydrothassa)*	I, 165
analis Olivier *(Cryptocephalus)*	I, 94
analis Reitter *(Exiguipenna)*	I, 164
anchoralis Boheman *(Platytauroma)*	II, 79
andreae Boheman *(Syngambria)*	II, 93
Androya	II, 77
Anepsiomorpha	II, 83
angularis Chapuis *(Wallacea)*	II, 74
angularis Lacordaire *(Stereoma)*	I, 87
angulata Fabricius *(Uroplata)*	II, 69
angulata Germar *(Botanochara)*	II, 82
angulicollis Clark *(Chabria)*	II, 62
angulicollis Motschulsky *(Pararulaca)*	II, 26
angustata Erichson *(Peploptera)*	I, 79
angustata Jacoby *(Syphraea)*	II, 49
angustata Weise *(Monolepta)*	II, 39
angusticollis Motschulsky *(Chrysolina)*	I, 160
Anidania	I, 129
Anisodera	II, 70
Anisognatha	I, 83
Anisostena	II, 68
annulata Baly *(Pedrillia)*	I, 52
annulicornis Laboissière *(Stictocema)*	II, 11
annulipes Pic *(Brachydactyla)*	I, 61
annulus Fabricius *(Ischnocodia)*	II, 92
Anoides	II, 4
anomala Crotch *(Thricolema)*	I, 55
Anomoea	I, 78
Anoplitis	II, 68
antennalis Bechyné *(Hemydacne)*	I, 60
antennalis Laboissière *(Mindorina)*	II, 33
antennata Baly *(Ceratia)*	II, 5
antennata Chen *(Manobidia)*	II, 47
antennata Duvivier *(Sikkimia)*	II, 27
Anteriscus	I, 96
Antipa	I, 78
antiqua Klug *(Nebroma)*	II, 79
antiqua Sahlberg *(Stolas)*	II, 82
Antitypona	I, 106
Antonaria	I, 72
Antsianacida	II, 19
Antsianaka	II, 18
Aoria	I, 120
Aparocera	I, 96
appendiculata Panzer *(Haemonia)*	I, 46
Aphilenia	I, 119
Aphthona	II, 45
Aphthonomorpha	II, 47
apicalis Baly *(Agoniella)*	II, 74
apicalis Baly *(Gonophora)*	II, 74
apicalis Gebler *(Macromonycha)*	II, 87
apicalis Jacoby *(Metrioidea)*	II, 34
apicalis Saunders *(Aporocera)*	I, 96
apicicornis Thomson *(Monolepta)*	II, 39
Apolepis	I, 133
Apophylia	II, 42
Aporocassida	II, 91
Aporocera	I, 96
approximata Duvivier *(Paridea)*	II, 25
Aproida	II, 71
Apteropeda	II, 62
Aracyntha	I, 111
arakii Chûjô *(Orsodacne)*	I, 51
Aratea	I, 87
Arcastes	II, 28
arcuata Swederus *(Podostraba)*	II, 92
areata Fabricius *(Phaedonia)*	II, 167
Arescus	II, 65
argillacea Weise *(Aspidomorpha)*	II, 86
Argoa	I, 130
Argopistes	II, 63
Argopus	II, 62
Arimetus	II, 10
armata Baly *(Macrima)*	II, 34
armata Baly *(Fleutiauxia)*	II, 35
armatus Lacordaire *(Megalopus)*	I, 71
armoraciae Linné *(Phaedon)*	I, 166
Arnomus	I, 89
Arrhenocoela	II, 51
Arsipoda	II, 51
Arsoa	I, 130
Arthrotus	II, 30
Asbecesta	II, 37
asclepiadeus Pallas *(Chrysochus)*	I, 138
asiaticus Pallas *(Chrysochares)*	I, 137
asparagi Linné *(Crioceris)*	I, 62
aspera Bally *(Apolepis)*	I, 133
aspera Chapuis *(Paropsis)*	I, 170
Asphaera	II, 57
Aspicela	II, 57
Aspidolopha	I, 80
Aspidomorpha	II, 85
Asteriza	II, 85
Atactolema	I, 66
Atalasis	I, 37
Atelechira	I, 76
Ateledera	I, 69
ater Motschulsky *(Lypesthes)*	I, 122
aterrima Guérin *(Euprionota)*	II, 70
atra Ahrens *(Orsodacne)*	I, 57
atra Linné *(Hispella)*	II, 75
atricornis Clark *(Monocesta)*	II, 9
atripes Lacordaire *(Poecilomorpha)*	I, 73
atrocyanea Motschulsky *(Gastrophysa)*	I, 164
atrosuturalis Pic *(Pedrilliomorpha)*	I, 52
atrum Olivier *(Colaspidema)*	I, 163
Atyphus	II, 60

	Pages.
Atysa	II, 14
Augomela	I, 174
Aulacia	I, 140
Aulacolepsis	I, 134
Aulacoscelis	I, 40
Aulamorphus	II, 37
aulei BOHEMAN *(Chiridopsis)*	II, 90
Aulexis	I, 121
aulica FABRICIUS *(Atelechira)*	I, 76
aulica LEFÈVRE *(Nycterodina)*	I, 143
aulica OLIVIER *(Diphaulaca)*	II, 54
Auranius	I, 131
aurantiaca FORMAIRE *(Adialyta)*	II, 40
auratus FABRICIUS *(Chrysochus)*	I, 138
aurea GOOFFROY *(Chalcoides)*	II, 52
aureoviridis CLARK *(Edusella)*	I, 129
aureus BLANCHARD *(Plastonothus)*	I, 104
auricapilla GERMAR *(Themesia)*	I, 85
aurichalcea THOMPSON *(Pseudocolaspis)*	I, 129
aurichalcea MANNERHEIM *(Chrysolina)*	I, 154
auriculata LABOISSIÈRE *(Spitiella)*	II, 32
auriquadrum JACOBY *(Nestinus)*	II, 9
australia MOTSCHULSKY *(Phidodonta)*	II, 75
australis BOISDUVAL *(Cadmus)*	I, 96
australis BOHEMAN *(Poneridia)*	II, 14
australis JACOBY *(Leasia)*	I, 84
axillaris GUÉRIN *(Schematiza)*	II, 22
axillaris SAHLBERG *(Paraselenis)*	II, 83
Axiotheata	II, 48
azurea LABOISSIÈRE *(Paraenidea)*	II, 36
Babia	I, 87
bacca KIRBY *(Fulcidax)*	I, 100
badia GERMAR *(Trochalonota)*	I, 175
bahiana BOHEMAN *(Eremionycha)*	II, 81
Baliosus	II, 68
Balya	I, 107
Balyana	II, 73
balyi BOHEMAN *(Thlaspidomorpha)*	II, 90
balyi CHAPUIS *(Heterotrichus)*	I, 131
balyi CLARK *(Mecynodera)*	I, 36
balyi DUVIVIER *(Stethidea)*	II, 30
balyi HAROLD *(Iphitrea)*	II, 53
balyi JACOBY *(Xanthophorus)*	I, 121
balyi PASCOE *(Aproida)*	II, 71
bang-haasi SPAETH *(Cyrtonota)*	II, 82
banksi FABRICIUS *(Chrysolina)*	I, 154
banksiae BOISDUVAL *(Carpophagus)*	I, 35
banoni DRAPIEZ *(Octogonotes)*	II, 60
Baranosa	II, 81
Barombiella	II, 31
Barybaena	I, 75
Barymela	I, 146
basalis HAROLD *(Candezea)*	II, 39
basalis JACOBY *(Pseudocrania)*	II, 38
basalis JACOBY *(Xenoda)*	II, 27
basalis LACORDAIRE *(Proctophana)*	I, 85
Basiprionota	II, 77
Basipta	II, 87
Bassareus	I, 95
Botanochara	II, 82
batesi BALY *(Lepronida)*	I, 114
batesi JACOBY *(Ceratia)*	II, 5
batesi JACOBY *(Dircemella)*	II, 10
Bathseba	I, 140
Batophila	II, 47
Bechyneya	I, 26
Becquaertinia	II, 42
Belarima	II, 41
Belona	II, 6
bengalensis LABOISSIÈRE *(Sphenoraia)*	II, 29
beniensis WEISE *(Anteriscus)*	I, 95
bennigseni WEISE *(Erythrobamta)*	II, 6
bicolor GRAY *(Chelobasis)*	II, 65
bicolor OLIVIER *(Ischiopachys)*	I, 88
bicolor WEBER *(Ceratia)*	II, 4
bicolor ZSCHACH *(Donacia)*	I, 48
bicornis LINNÉ *(Omocerus)*	II, 79
bifasciata JACOBY *(Diabrotica)*	II, 8
bifurcata LABOISSIÈRE *(Hyperacantha)*	II, 18
bigatus GERMAR *(Endocephalus)*	I, 139
bilineolatus SUFFRIAN *(Griburius)*	I, 90
Biorus	I, 139
biplagiata BALY *(Arcastes)*	II, 28
biplagiata JACOBY *(Neolepta)*	II, 32
biplagiatus ab. suturalis MOTSCHULSKY *(Argopistes)*	II, 63
bipunctatus BALY *(Gyllenhaleus)*	II, 72
bipustulata BALY *(Sutrea)*	II, 58
biramosa BOHEMAN *(Thlaspida)*	II, 90
bisbicarinata UHMANN *(Clinocarispa)*	II, 68
bistrilineata BOHEMANN *(Saulaspis)*	II, 91
bistripunctata DUVIVIER *(Plagiotera)*	I, 166
Blepharida	II, 56
bodjoensis DUVIVIER *(Theopella)*	II, 33
boisduvali CLARK *(Orthoxia)*	II, 13
Bonesia	II, 20
Bonesioides	II, 20
bonvouloiri BALY *(Stethispa)*	II, 67
borrei ALLARD *(Palaeophylia)*	II, 42
borrei CHAPUIS *(Synodita)*	II, 26
Botanoctona	II, 4
Botryonopa	II, 70
bottegoi JACOBY *(Amblynetes)*	I, 135
braccata KLUG *(Lachnabothra)*	I, 97
braccata SCOPOLI *(Plateumaris)*	I, 49
Brachycaulus	I, 97
Brachycoryna	II, 69
Brachydactyla	I, 61
Brachyphora	II, 36
Bradylema	I, 62
Bradylemoides	I, 62
bransvicensis GRAVENHORST *(Chrysolina)*	I, 153
braunsi JACOBY *(Timarchella)*	I, 177
brettinghami BALY *(Callispa)*	II, 71
breviceps WEISE *(Cryptonychellus)*	II, 72
Brevicolaspis	I, 122
brevicornis BOHEMAN *(Calyptocephala)*	II, 78
brevicornis JACOBY *(Lema)*	I, 64
brevicornis JACOBY *(Mimolema)*	I, 67
Bromius	I, 129
Bronthispa	II, 72
brouni SHARP *(Arnomus)*	I, 89
Bruchomina	I, 53
Bruchus	I, 32
brunnea JACOBY *(Mashonania)*	I, 109
Bucharis	I, 93
Buphonella	II, 17
Buphonida	II, 16
buqueti LESSON *(Sagra)*	I, 39
Byblitea	II, 8
cacaliae SCHRANK *(Chrysochloa)*	I, 161

	Pages.
Cacoscelis	II, 48
Cadmus	I, 96
caedemadens LICHTENSTEIN *(Agenysa)*	II, 82
Caeporis	II, 50
calcarata BOHEMAN *(Physonaspis)*	II, 85
calcarata CHAPUIS *(Hylax)*	I, 107
californica CROTCH *(Metachroma)*	I, 125
Calliaspis	II, 78
callicanthus BATES *(Monochirus)*	II, 74
Callidemum	I, 117
Callima	I, 179
Callisina	I, 118
Callispa	II, 71
Calomela	I, 174
Calyptocephala	II, 78
Calyptorrhina	I, 82
Camerounia	I, 177
Camptolenes	I, 77
Campylochira	I, 113
canadensis KIRBY *(Trirhabda)*	II, 16
canaliculata LARCHARTING *(Lordiconia)*	II, 89
cancellata BOHEMAN *(Orphnoda)*	II, 87
Candezea	II, 39
candezei CHAPUIS *(Callima)*	I, 179
Candezoides	II, 40
candidulus FOUDRAS *(Longitarsus)*	II, 46
canellinus FAIRMAIRE *(Menippus)*	II, 17
Canistra	II, 80
Capelocassis	II, 88
capense HERBST *(Imatidium)*	II, 78
capensis ALLARD *(Asbecesta)*	II, 37
capensis JACOBY *(Gyriodera)*	I, 79
capensis LABOISSIÈRE *(Microexosoma)*	II, 38
capreae LINNÉ *(Lochmaea)*	II, 16
Capula	II, 25
carbonaria KLUG *(Smodingonota)*	II, 80
Carcinobaena	I, 99
carinata WEISE *(Haplotes)*	II, 35
cariosa OLIVIER *(Otilea)*	I, 115
Caritheca	II, 32
Carlobruchia	II, 80
carnifex FABRICIUS *(Chrysolina)*	I, 156
carniolicus GERMAR *(Sclerophaedon)*	I, 165
carpenteri BRYANT *(Lefevreya)*	I, 109
Carpophagus	I, 35
Carystea	I, 169
Casmena	I, 124
Casmenella	I, 124
Cassena	II, 55
Cassida	II, 88
cassidea FABRICIUS *(Chelymorpha)*	II, 84
Cassidinoma	II, 80
Cassidispa	II, 76
Cassidulella	II, 89
cavifrons DUVIVIER *(Diaphaenidea)*	II, 36
cayennensis FABRICIUS *(Coelomera)*	II, 9
cayennensis BOHEMAN *(Nuzonia)*	II, 93
celebensis JACOBY *(Iphimoides)*	I, 109
centriobscura LABOISSIÈRE *(Hermaeophaga)*	II, 50
Centroscelis	I, 172
Cephalaletes	I, 143
Cephalodonta	II, 66
Cephalolia	II, 65
Ceralces	I, 163
ceramboides GUÉRIN *(Loxoprosopus)*	II, 60
ceramensis WEISE *(Rhaphidopalpa)*	II, 4
cerasi LINNÉ *(Orsodacne)*	I, 51
cerasina PERTY *(Clisithera)*	I, 106
Ceratia	II, 4
Ceratobasis	I, 83
Cercyonia	II, 62
cerealis LINNÉ *(Chrysolina)*	I, 152
Cerichrestus	II, 60
cerina LE CONTE J. *(Glyptina)*	II, 47
Cerochroa	II, 12
Cerophysa	II, 27
Cerophysella	II, 27
Cerotoma	II, 28
ceylonensis JACOBY *(Hoplasoma)*	II, 5
Chabria	II, 62
Chaerocassis	II, 93
Chaetocnema	II, 56
chalcites GERMAR *(Chrysolina)*	I, 153
Chalcoides	II, 52
Chalcolampra	I, 175
Chalcomela	I, 169
Chalcophana	I, 115
Chalcophyma	I, 106
Chalcoplacis	I, 105
Chalepotatus	II, 68
Chalepus	II, 68
Chaloenosoma	II, 44
Chaloenus	II, 44
chapuisi JACOBY *(Mecistes)*	I, 132
chapuisi JACOBY *(Ergana)*	II, 38
chapuisi LEFÈVRE *(Hemiplatys)*	I, 123
Chapuisia	II, 38
Charideroma	I, 96
Charidotella	II, 93
Charidotis	II, 95
Chraristena	II, 67
Chelobasis	II, 65
Chelymorpha	II, 84
Chelysida	II, 88
Chersinellina	II, 91
chevrolati GUÉRIN *(Lactiacantha)*	II, 6
chilensis BLANCHARD *(Ambrotodes)*	I, 91
Chilocoristes	II, 63
Chilotoma	I, 82
Chiloxena	I, 126
Chimporia	II, 40
chinensis BALY *(Chrysochus)*	I, 138
chinensis HOPE *(Estigmena)*	II, 70
Chiridisia	I, 124
Chiridopsis	II, 90
Chiridula	II, 87
Chlamisus	I, 99
Chlamophora	II, 50
chlamydiformis GERMAR *(Cyphodera)*	I, 97
Chlamydocassis	II, 80
Chloocassis	II, 90
chloris LACORDAIRE *(Calyptorrhina)*	I, 82
chloropelta ACHARD *(Bruchomina)*	I, 53
Chloroplisma	I, 96
Chloropterus	I, 136
chlorotica OLIVIER *(Megaspidomorpha)*	II, 86
Choeridiona	II, 73
Chogania	II, 27
Chorina	II, 40
Choris	I, 107
chrysis OLIVIER *(Arsipoda)*	II, 51
Chrysispa	II, 76

	Pages.
chrysocephala Linné *(Psylliodes)*	II, 63
Chrysochares	I, 137
Chrysochloa	I, 161
Chrysochus	I, 138
Chrysodina	I, 105
Chrysogramma	II, 47
Chrysolampra	I, 106
Chrysolina	I, 150
Chrysolinoides	I, 150
Chrysomela	I, 166
Chrysophtharta	I, 171
Chrysopida	I, 125
Chthoneis	II, 22
cicatrix Illiger *(Hermaeophaga)*	II, 50
cincta Clark *(Chorina)*	II, 40
cincta Harold *(Chalcophana)*	I, 116
cincta Olivier *(Mesoplatys)*	I, 168
circe Stal *(Trochalodes)*	I, 169
circumcinctus Baly *(Oedionychus)*	II, 57
Cistudinella	II, 85
citri Maulik *(Throscoryssa)*	II, 63
Cladocera	II, 59
Clorindina	I, 170
clarki Baly *(Plectrotetra)*	II, 54
clarki Jacoby *(Cerichrestus)*	II, 60
clarki Stal *(Gavirga)*	I, 174
clathrata Fabricius *(Sindia)*	II, 86
clavareaui Spaeth *(Rhoia)*	II, 91
clavicornis Bechyné *(Cephalaletes)*	I, 143
Cleoporus	I, 136
Cleorina	I, 136
Cleptor	I, 129
Clerotilia	II, 16
Clidonotus	I, 173
Clinocarispa	II, 68
Clisithera	I, 106
Clitaspis	I, 86
Clitea	II, 55
Clitena	II, 12
Clitenella	II, 12
Clitenososia	II, 12
clivicollis Kirby *(Labidomera)*	I, 147
clorindae Jolivet *(Stenoplatys)*	II, 36
clovipes Bechyné *(Deuteronoda)*	I, 143
clypeata Clark *(Chlamophora)*	II, 50
clypeata Jacoby *(Eumelepta)*	II, 32
Clypeolaria	I, 125
Clytra	I, 80
Clytrasoma	I, 80
Clytraxeloma	I, 73
clytroides Lefèvre *(Biorus)*	I, 139
Cneorane	II, 24
Cneorides	II, 28
coarctatus Chapuis *(Chalepotatus)*	II, 68
cobaltinus Le Conte J. *(Chrysochus)*	I, 138
Coccimela	I, 173
coccinella Fairmaire *(Stigmomela)*	I, 175
coccineus Chapuis *(Schizosternus)*	I, 94
Coelaenomenodera	II, 73
coelestina Klug *(Trichonotolema)*	I, 66
Coeligethes	II, 42
Coelomera	II, 9
Coenobius	I, 93
coerulans Fabricius *(Labidognatha)*	I, 82
coerulans Scriba *(Chrysolina)*	I, 151
coerulea Allard *(Bonesioides)*	II, 20
coerulea Bryant *(Paradibolia)*	II, 61
coerulea Chen *(Neorthaea)*	II, 56
coerulea Jacoby *(Ensiforma)*	II, 8
coerulea Olivier *(Chrysolina)*	I, 159
coeruleipennis Duvivier *(Pseudaphosonyx)*	II, 31
cognatus Saunders *(Prionopleura)*	I, 97
Colaphellus	I, 163
colasi Cobos *(Chrysochloa)*	I, 161
Colaspidea	I, 133
Colaspidema	I, 163
Colaspina	I, 133
Colaspis	I, 112
Colaspoides	I, 140
Colasposoma	I, 126
collaris Baly *(Alopena)*	II, 28
collaris Baly *(Aphthonomorpha)*	II, 47
collaris Hummel *(Exosoma)*	II, 21
collaris Linné *(Microdera)*	I, 166
Colobaspis	I, 72
columbiana Boheman *(Eugenysa)*	II, 82
columbina Stål *(Pyxis)*	I, 174
combusta Boheman *(Scaeocassis)*	II, 91
comes Clark *(Atyphus)*	II, 60
comitata Klug *(Alphidia)*	II, 19
Conchocera	II, 42
Conchyloctenia	II, 86
concinna Baly *(Salaminia)*	II, 13
concolor Saunders *(Ditropidus)*	I, 92
conducta Boheman *(Trigonocassis)*	II, 90
confluens Gerstacker *(Chrysolina)*	I, 151
congener Baly *(Cerotoma)*	II, 28
conicicollis Baly *(Ocnosispa)*	II, 67
conifera Fairmaire *(Idacantha)*	II, 6
conjuncta Germar *(Disonycha)*	II, 48
consanguinea Baly *(Cephalolia)*	II, 65
consanguineus Weise *(Psilurnus)*	II, 66
consimilis Baly *(Dinophthalma)*	I, 86
consociata Baly *(Galerucida)*	II, 29
conspersa Mannerheim *(Exema)*	I, 100
Coolgardica	I, 33
coomani Laboissière *(Japonita)*	II, 21
coomani Laboissière *(Micraenidea)*	II, 36
coomani Laboissière *(Micrepitrix)*	II, 40
coomani Laboissière *(Semacianella)*	II, 28
Copa	II, 7
copalina Fabricius *(Orthaltica)*	II, 53
Coptocephala	I, 82
Coptocycla	II, 92
Coptocyclella	II, 92
Coraia	II, 9
Coraliomela	II, 66
corallina Vigors *(Coraliomela)*	II, 66
cornuta Baly *(Ceratia)*	II, 5
cornuta Lacordaire *(Lychnophaes)*	I, 101
corporaali Weise *(Javeta)*	II, 73
corrugata Sahlberg *(Eulaccoptera)*	II, 87
corticina Boheman *(Nebraspis)*	II, 82
Corynodes	I, 137
Corysthea	I, 116
Coscinoptera	I, 85
Cosmogramma	I, 149
cossiphoides Guérin *(Delocrania)*	II, 78
costata Baly *(Meroda)*	I, 134
costata Baly *(Stenolampra)*	I, 115
costata Lacordaire *(Aratea)*	I, 87
costata Waterhouse *(Prosopodonta)*	II, 66

	Pages.
costatus Blackburn *(Polyoptilus)*	I, 34
costipennis Lefèvre *(Nodocolaspis)*	I, 141
costipennis Lefèvre *(Nodonota)*	I, 108
costulata Fairmaire *(Protogaleruca)*	II, 10
costulata Laboissière *(Kanakiiphaga)*	II, 36
coxalgica Boisduval *(Mecynodera)*	I, 36
Coytiera	I, 110
Crabronites	I, 77
Crambelea	II, 92
crampeli Achard *(Pseudhispella)*	II, 75
Craspedonta	II, 78
crassimargo Germar *(Chrysolina)*	I, 160
crassipes Olivier *(Bradylema)*	I, 62
crenatula Uhmann *(Probaenia)*	II, 69
Crepidodera	II, 52
cretica Olivier *(Chrysolina)*	I, 159
cribraria Jacoby *(Atactolema)*	I, 66
cribrosa Ahrens *(Chrysolina)*	I, 159
cribrum Klug *(Anacassis)*	II, 82
Crimissa	II, 45
Crioceris	I, 62
Crosita	I, 150
Crossocassis	II, 88
cruciata Lacordaire *(Dachrys)*	I, 86
cruciata Linné *(Deloyala)*	II, 93
cruciatus Lefèvre *(Cleoporus)*	I, 136
crucifera Lacordaire *(Urodera)*	I, 87
crucigera Sahlberg *(Deuterocampta)*	I, 149
cruenta Fabricius *(Oocassida)*	II, 88
cruralis Stål *(Crimissa)*	II, 45
Cryptocephalus	I, 94
Cryptonychellus	II, 72
Cryptonychus	II, 72
Cryptostetha	I, 147
Cteisella	II, 95
Cucujopsis	I, 50
cumingi Baly *(Acrocrypta)*	II, 61
cumingi Westwood *(Temnaspis)*	I, 75
cupreatum Baly *(Lamprosoma)*	I, 102
cupreus Olivier *(Agbalus)*	I, 108
curta Lefèvre *(Chrysopida)*	I, 125
curtisi Baly *(Eulina)*	I, 176
curvipes Jacoby *(Chrysolampra)*	I, 106
cyanea Say *(Hemisphaerota)*	II, 78
cyanecvittata Fairmaire *(Glaucorhabda)*	II, 19
cyanescens Laboissière *(Hyphaenia)*	II, 34
cyaneus Clark *(Rhinotmetus)*	II, 59
cyaneus Joannis *(Euluperus)*	II, 36
cyanicollis Hope *(Humba)*	I, 162
cyanipennis Kraatz *(Clytraxeloma)*	I, 73
cyanipennis Laboissière *(Neomahutia)*	II, 7
cyanipennis Laboissière *(Taphinella)*	II, 31
cyanipennis Lefèvre *(Typophorus)*	I, 137
cyanipes Erichson *(Promecotheca)*	II, 73
cyanoptera Erichson *(Ocnoscelis)*	II, 48
cyanura Hope *(Mimastra)*	II, 24
Cyclanthipha	II, 30
Cyclomela	I, 168
Cyclonoda	I, 168
Cyclosoma	II, 79
cylindricollis Lacordaire *(Incisolema)*	I, 67
cylindricus Lucas *(Pachnephorus)*	I, 133
cylindricus Morowitz *(Stylosomus)*	I, 89
Cyno	I, 128
Cynorita	II, 33
Cynorta	II, 33
cyparisiae Koch *(Aphthona)*	II, 45
Cyphodera	I, 97
Cyrsylus	II, 47
Cyrtonastes	I, 177
cyrtonoides Jacoby *(Potaninia)*	I, 177
Cyrtonota	II, 82
Cyrtonus	I, 165
Cystocnemis	I, 162
Dachrys	I, 86
Dactylispa	II, 75
Damasus	I, 132
Damelia	I, 120
Damia	I, 81
Decaria	II, 45
decemlineata Say *(Leptinotarsa)*	I, 148
decempunctata Olivier *(Melitonoma)*	I, 81
Decoomanius	II, 12
decorata Laboissière *(Torodera)*	II, 62
decoratus Laboissière *(Aulamorphus)*	II, 37
deflexicollis Boheman *(Oxylepis)*	II, 87
Delocrania	II, 78
Deloyala	II, 93
Dematochroma	I, 114
Demothispa	II, 65
Demotina	I, 123
denticolle Jacoby *(Nodostoma)*	I, 117
denticollis Lefèvre *(Hypoderes)*	I, 114
denticollis Say *(Myochrous)*	I, 132
denticulata Boheman *(Cassidinoma)*	II, 80
dentipes Olivier *(Macrolenes)*	I, 76
deplanata Boheman *(Anepsiomorpha)*	II, 83
depressa Chapuis *(Octodonta)*	II, 72
depressa Baly *(Bronthispa)*	II, 72
Dercetis	II, 30
Dermorrhytis	I, 115
Dermoxanthus	I, 140
Derocrepis	II, 52
deruta Boheman *(Platycycla)*	II, 85
Desbordesius	II, 40
desertorum Gebler *(Ischyronota)*	II, 87
Desmogramma	I, 148
Desmonata	II, 79
Deuterocampta	I, 149
Deuteronoda	I, 143
deyrollei Baly *(Byblitea)*	II, 8
Diachus	I, 95
Diabrotica	II, 8
Diamphidia	II, 59
Diandichus	I, 90
Diapericera	I, 84
Diaphaenidea	II, 36
Diaphanops	I, 36
Diapromorpha	I, 79
Dibolia	II, 61
Dichirispa	II, 76
Dicolectes	I, 124
Dicranosterna	I, 169
Dictyneis	I, 132
didymata Scriba *(Chrysolina)*	I, 153
dilatata Bechyné *(Antitypona)*	I, 106
dilatata Chapuis *(Miltina)*	II, 26
Dilinosa	II, 8
diluta Germar *(Chrysolina)*	I, 156
diluta Guérin *(Hispoleptis)*	II, 67
Dimalianella	II, 24

	Pages.
dimidiata Duvivier *(Taphina)*	II, 30
dimidiata Laboissière *(Bonesioides)*	II, 20
dimidiata Lacordaire *(Minturnia)*	I, 84
dimidiaticornis Jacoby *(Xenidea)*	II, 56
dimidiatipennis Baly *(Nicea)*	II, 14
dimidiatipennis Clark *(Monoplatus)*	II, 59
dimidiatus Jacoby *(Eumolpopsis)*	I, 126
dimorpha Bechyné *(Schizonoda)*	I, 143
Dinophthalma	I, 86
Diorhabda	II, 16
Dioryctus	I, 91
Diphaulaca	II, 54
Diplacaspis	I, 99
Dircema	II, 9
Dircemella	II, 10
discoidalis Baly *(Lamprolina)*	I, 178
discoidea Guérin *(Brachydactyla)*	I, 61
discoideus Klug *(Agathomerus)*	I, 71
discolor Boheman *(Hovacassis)*	II, 90
Discomorpha	II, 80
discrepans Baly *(Luperodes)*	II, 23
Disonycha	II, 48
distans Spaeth *(Orphnodina)*	II, 87
distincta Duvivier *(Aspidolopha)*	I, 80
distincta Duvivier *(Hyperaxis)*	I, 122
Ditropidus	I, 92
diversa Baly *(Aulacia)*	I, 140
diversipes Bedel *(Chrysolina)*	I, 152
dives Germar *(Iphimeis)*	I, 107
dives Karsch *(Porphytoma)*	II, 11
divisa Jacoby *(Palpoxena)*	II, 35
dohertyi Jacoby *(Manipuria)*	I, 64
dohrni Baly *(Amblispa)*	II, 71
dohrni Baly *(Merista)*	II, 17
dolens Kraatz *(Gnathomela)*	I, 150
Dolichotoma	II, 79
Donacia	I, 47
Donaciasta	I, 48
Dorcathispa	II, 75
dorsalis Olivier *(Phyllecthrus)*	II, 23
dorsata Duvivier *(Capelocassis)*	II, 88
dorsosignata Clark *(Oides)*	II, 4
Doryidella	II, 30
Doryidomorpha	II, 30
Dorynota	II, 81
Doryphora	I, 147
Doryxena	II, 13
Downesia	II, 74
Duboulaia	I, 33
ducalis Clark *(Monocesta)*	II, 9
ducalis Stål *(Stilodes)*	I, 148
dunbrodiensis Jacoby *(Hapsidolema)*	I, 66
duodecimmaculata Harold *(Pentamesa)*	II, 62
duodecimsignata Boheman *(Phytodectoidea)*	II, 84
duporti Laboissière *(Chogania)*	II, 27
duvivieri Laboissière *(Sphenoraioides)*	II, 29
Duvivieria	II, 35
Dyscineta	II, 92
eburata Blanchard *(Strichosa)*	I, 149
echidna Guerin *(Platypria)*	II, 76
echinata Fabricius *(Notosacantha)*	II, 77
Echoma	II, 84
Edistus	I, 119
Edusella	I, 129
Elaphodes	I, 92
elatior Klug *(Metriona)*	II, 93
elegans Chapuis *(Scelolyperus)*	II, 23
elegans Weise *(Mellesia)*	II, 7
elegantula Baly *(Stethotes)*	I, 137
elegantula Duvivier *(Jacobya)*	II, 18
elegantula Jacoby *(Acanthonycha)*	II, 48
Elisabethana	I, 66
elisabetha Heinze *(Brachydactyla)*	I, 61
Elithia	II, 45
elliptica Stål *(Lioplacis)*	I, 170
elocata Boheman *(Baranosa)*	II, 81
elongata Brullé *(Diorhabda)*	II, 16
Elyces	II, 22
Elytrogona	II, 83
Elytrosphaera	I, 149
Emathea	II, 31
Enagria	II, 85
Endocephalus	I, 139
Endoschyrus	I, 139
Ennodius	I, 128
ensifera Boheman *(Paranota)*	II, 81
Ensiforma	II, 8
Entomochirus	I, 113
Entomoscelis	I, 178
ephippiata Dalman *(Orthoxioides)*	II, 11
Epimela	I, 83
Epiphyma	I, 113
Epistictina	II, 77
Epithrix	II, 53
equestris Dalman *(Crabronites)*	I, 77
Eremionycha	II, 81
Ergana	II, 38
Erganoides	II, 38
erichsoni Baly *(Pseudocophora)*	II, 5
erichsoni Germar *(Polyoptilus)*	I, 34
Eriotica	II, 54
Eriphylina Lefèvre	I, 116
Erythrobapta	II, 6
erythrocephala Olivier *(Monodepta)*	II, 39
erythrocephala Laboissière *(Schematicella)*	II, 11
Eryxia	I, 123
Escourtiana	II, 37
Estigmena	II, 70
Eubaptus	I, 31
Euctenochira	II, 96
Eugaleruca	II, 10
Eugenysa	II, 82
Eugonotes	II, 45
Eugonycha	I, 149
Eulaccoptera	II, 87
Eulina	I, 176
Euliroëtis	II, 25
Euluperus	II, 36
Eulychius	I, 134
Eumelepta	II, 32
Eumolpopsis	I, 126
Eumolpus	I, 125
Eupachytoma	II, 12
Eupales	I, 115
Euphitrea	II, 62
Euphrytus	I, 110
Euplectroscelis	II, 56
Euprionota	II, 70
Eurispa	II, 71
Euryceraea	I, 147
Eurydemus	I, 135

	Pages.
Euryope	I, 126
Eurypelta	I, 131
Eurypepla	II, 85
Eurysarcus	I, 110
Euryscopa	I, 85
Eustena	II, 38
Eusthetha	II, 29
evanida BOHEMAN *(Hilarocassis)*	II, 83
Exartematopus	II, 60
excavata BOHEMAN *(Laccoptera)*	II, 86
excavatus BALY *(Carpophagus)*	I, 35
Exema	I, 100
Exestastica	II, 91
eximia BALY *(Leptoxena)*	II, 16
eximia BOHEMAN *(Megapyga)*	II, 78
Exomis	I, 82
Exora	II, 21
Exosoma	II, 21
Exosomorpha	II, 40
Exothispa	II, 73
explanata CHAPUIS *(Penthispa)*	II, 70
Faex	I, 172
fairmairei CHAPUIS *(Penthispa)*	II, 70
fallax BECHYNÉ *(Neochalcoplacis)*	I, 143
Falsocolobapsis	I, 74
fasciata BALY *(Callisina)*	I, 118
fasciatus CLARK *(Exartematopus)*	II, 60
fastuosa LACORDAIRE *(Camptolenes)*	I, 77
fastuosa SCHALLER *(Pilemostoma)*	II, 89
fastuosa SCOPOLI *(Chrysolina)*	I, 151
favareli ACHARD *(Diamphidia)*	II, 59
feae GESTRO *(Choeridiona)*	II, 73
femoralis CHAPUIS *(Olorus)*	I, 130
femoralis OLIVIER *(Chrysolina)*	I, 154
femoralis REDTENBACHER *(Dibolia)*	II, 61
femorata FAIRMAIRE *(Coelaenomenodera)*	II, 73
fenestra ILLIGER *(Megistops)*	II, 61
ferrugineus FAIRMAIRE *(Brachycaulus)*	I, 97
ferrugineus GERSTÄCKER *(Ceralces)*	I, 163
ferruginipes WEISE *(Pseudomela)*	I, 162
Fidia	I, 122
figurata GERMAR *(Doryphora)*	I, 147
filiformis GERMAR *(Lepthispa)*	II, 71
filiformis LACORDAIRE *(Miochira)*	I, 83
fimbrigera STÅL *(Desmogramma)*	I, 148
fissicollis THOMSON *(Leptarulaca)*	II, 7
flava JACOBY *(Phyllobroticella)*	II, 19
flava LABOISSIÈRE *(Clitenososia)*	II, 12
flavescens BLANCHARD *(Grammicopterus)*	II, 50
flavescens BOHEMAN *(Plagiometriona)*	II, 93
flavicincta JACOBY *(Sesselia)*	II, 21
flavicollis KLUG *(Stoiba)*	II, 83
flavicollis MARSHAM *(Zeugophora)*	I, 52
flavicornis OLIVIER *(Asterisca)*	II, 85
flavipennis BALY *(Duboulaia)*	I, 33
flavipes LACORDAIRE *(Megascelis)*	I, 69
flavipes OLIVIER *(Colaspis)*	I, 112
flaviventris JACOBY *(Cneorides)*	II, 28
flavocincta HOPE *(Monolepta)*	II, 39
flavofasciata JACOBY *(Yulenia)*	II, 17
flavomarginata DUVIVIER *(Ceratia)*	II, 4
flavomarginata JACOBY *(Clerotilia)*	II, 16
flavoplagiata BALY *(Rhacocassis)*	II, 90
flavus JACOBY *(Taphius)*	I, 109
Fleutiauxia	II, 35
flexuosa BALY *(Cladocera)*	II, 59
florigera STÅL *(Cryptostetha)*	I, 147
forcipata BALY *(Nyetra)*	I, 92
forcipata BURGEON *(Protoclytra)*	I, 80
forcipifera LUCAS *(Otiocephala)*	I, 81
Fornicocassis	II, 88
fortunei BALY *(Ambrostoma)*	I, 150
fossulata GUERIN *(Agonia)*	II, 74
foveata OLIVIER *(Monoleptocrania)*	II, 39
foveipennis JACOBY *(Malacorrhinus)*	II, 21
foveolata KARSCH *(Pseudocrania)*	II, 38
foveolatus BALY *(Terillus)*	I, 110
foveolatus CHAPUIS *(Alitus)*	I, 109
fraterna BALY *(Diabrotica)*	II, 8
fraternum DUVIVIER *(Rhagiosoma)*	I, 33
Frenais	I, 116
Freudeita	I, 142
frontalis JACOBY *(Sepharia)*	II, 32
fruhstorferi GESTRO *(Paradownesia)*	II, 74
Fulcidax	I, 100
fulgida WEISE *(Coccimela)*	I, 173
fuliginosa OLIVIER *(Chrysolina)*	I, 153
fulminans FALDERMANN *(Clitenella)*	II, 12
fulvicollis BALY *(Cneorane)*	II, 24
fulvicollis BRYANT *(Brachydactyla)*	I, 61
fulvicollis FABRICIUS *(Philopona)*	II, 57
fulvicollis GUERIN *(Prionispa)*	II, 73
fulvicollis JACOBY *(Lupraea)*	II, 46
fulvicollis JACOBY *(Thaumacera)*	II, 34
fulvipennis JACOBY *(Pseudoliroëts)*	II, 25
fulvipennis JACOBY *(Sastracella)*	II, 13
fulvipes JACOBY *(Pseudedusia)*	I, 131
fulvipes JACOBY *(Coytiera)*	I, 110
fulvipes oblongus BLANCHARD *(Psathyrocerus)*	I, 58
fulvitarse JACOBY *(Chaloenosoma)*	II, 44
fulvocincta STÅL *(Cosmogramma)*	I, 149
fulvus BALY *(Dermoxanthus)*	I, 140
fulvus GOEZE *(Cryptocephalus)*	I, 94
fulvus JACOBY *(Propiasus)*	II, 49
fulvus LEFÈVRE *(Phascus)*	I, 120
funerarius LACORDAIRE *(Prionesthis)*	I, 34
fuscicornis chrysomelina WALTL *(Podagrica)*	II, 55
fuscipennis HAROLD *(Eriotica)*	II, 54
Gabonia	II, 46
Galerosastra	II, 14
Galeruca	II, 15
Galerucella	II, 9
Galerucida	II, 29
ganglbaueri SPAETH *(Aspidomorpha)*	II, 86
gaschkevitchi MOTSCHULSKY *(Acrothinium)*	I, 131
Gastrida	II, 42
Gastrolina	I, 167
Gastrophysa	I, 163
Gastropius	I, 112
Gavirga	I, 174
gebleri FISCHER *(Rhaebus)*	I, 31
Geina	II, 41
Geloptera	I, 114
gemella ERICHSON *(Nisotra)*	II, 55
gemellata WESTWOOD *(Johannica)*	I, 176
gemina BRULLÉ *(Chrysolina)*	I, 158
geminata PAYKULL *(Chrysolina)*	I, 153
geminus CHAPUIS *(Polyachus)*	I, 91
generosus THOMSON *(Ornithognathus)*	II, 20
gentilis ERICHSON *(Miocalaspis)*	II, 82

	Pages.
gerardi BURGEON *(Pausiropsis)*	I, 127
ghesquierei LABOISSIÈRE *(Barombiella)*	II, 31
gibbera BOHEMAN *(Hybosa)*	II, 91
gibbosa FABRICIUS *(Mesomphalia)*	II, 82
gibbosa GESTRO *(Acrocassis)*	II, 88
gibbosa JACOBY *(Botanoctona)*	II, 4
gibbosus BALY *(Clidonotus)*	I, 173
gigantea ILLIGER *(Eupachytoma)*	II, 12
glabrata FABRICIUS *(Corysthea)*	I, 116
glasunowi JACOBSON *(Parnops)*	I, 123
Glaucorhabda	II, 19
globosa KÜSTER *(Colaspidea)*	I, 133
globosa PANZER *(Chrysolina)*	I, 160
Glyphocassis	II, 88
Glyptina	II, 47
Glyptoscelis	I, 132
Gnathomela	I, 150
Goniochenia	II, 81
Gonioctena	I, 172
goniostoma WEISE *(Chrysocchus)*	I, 138
Gonophora	II, 74
goudoti HAROLD *(Philopona)*	II, 57
Goudotina	II, 19
Grammicopterus	II, 50
grandis FAIRMAIRE *(Pseudostola)*	I, 128
grandis FOERSBERG *(Megalostomis)*	I, 84
grandis GESTRO *(Downesia)*	II, 74
grandis PHILIPPI *(Hornius)*	I, 57
granulata GERMAR *(Metazyonycha)*	I, 111
granulipennis LABOISSIÈRE *(Lusingania)*	II, 19
granulosa WEISE *(Cassidispa)*	II, 76
graphica GERMAR *(Aporocassida)*	II, 91
Gratiana	II, 91
grayella BAILY *(Homalispa)*	II, 64
gregarium LEFÈVRE *(Colasposoma)*	I, 126
Griburius	I, 90
griseovillosa THOMSON *(Brevicolaspis)*	I, 122
Gronovius	II, 14
grossa FOERSBERG *(Megalostomis)*	I, 84
grossa HOPE *(Doryxena)*	II, 13
grossa LINNÉ *(Eugenysa)*	II, 82
guatemalensis DUVIVIER *(Notozona)*	II, 57
guatemalensis JACOBY *(Spintherophyta)*	I, 105
guerini BALY *(Amplipalpa)*	II, 64
guttata CHAPUIS *(Ophrida)*	II, 56
guttifera BOHEMAN *(Ogdoecosta)*	II, 84
guttipennis WEISE *(Chrysolina)*	I, 150
Gyllenhaleus	II, 72
Gynandrophthalma	I, 81
Gyriodera	I, 79
haagi HAROLD *(Sangaria)*	II, 53
haagi JOANNIS *(Galeruca)*	II, 15
Habrophora	I, 122
Haemonia	I, 46
haemoptera LINNÉ *(Chrysolina)*	I, 152
hageni JACOBY *(Chrysochus)*	I, 139
halensis LINNÉ *(Sermylassa)*	II, 28
Hallirhotius	II, 7
Haltica	II, 49
Halysacantha	II, 6
Hapalotrius	II, 60
Haplosomoides	II, 24
Haplosonyx	II, 31
Haplotes	II, 35
Hapsidolema	I, 65
harrisi J. LECONTE *(Donacia)*	I, 47
hastata LABOISSIÈRE *(Idacantha)*	II, 6
Heikertingerella	II, 54
Heikertingeria	II, 48
Hemiphracta	II, 11
Hemiphrynus	II, 48
Hemiplatys	I, 123
Hemisphaerota	II, 78
Hemydacne	I, 60
Heptarthrius	I, 91
Hepthispa	II, 69
herculea CHAPUIS *(Paropsis)*	I, 170
Herissa	II, 81
Herma	I, 81
Hermaeophaga	II, 49
Hermesia	I, 112
Hespera	II, 44
Hesperomorpha	II, 24
Heterispa	II, 69
heterocera GESTRO *(Conchocera)*	II, 42
heteropunctata BOHEMAN *(Chersinellina)*	II, 91
Heterostomis	I, 84
Heterotrichus	I, 131
hexaspilota FAIRMAIRE *(Jacobyanella)*	II, 18
hilaris BOHEMAN *(Malayocassis)*	II, 90
Hilarocassis	II, 83
Himerida	I, 127
Hippuriphila	II, 52
hirschi HAROLD *(Chrysodina)*	I, 105
hirsuta JACOBY *(Hesperomorpha)*	II, 24
hirta BATY *(Trichotheca)*	I, 121
hirta KOLLAR *(Chlamisus)*	I, 99
Hispa	II, 76
Hispella	II, 75
hispidulus LEFÈVRE *(Nerissidius)*	I, 124
Hispodonta	II, 71
Hispoleptis	II, 67
Hispostoma	I, 146
histeroides SUFFRIAN *(Pleomorphus)*	I, 92
histrio BALY *(Laetana)*	II, 6
högei JACOBY *(Aulacoscelis)*	I, 40
holosericea KLUG *(Eryxia)*	I, 123
holubi SPAETH *(Psalidoma)*	II, 88
Homalispa	II, 64
Homalopterus	I, 71
Homophoeta	II, 57
hopei BALY *(Agetocera)*	II, 5
Hoplasoma	II, 5
Hornibius	I, 56
Hornius	I, 56
hottentota LEFÈVRE *(Miopristis)*	I, 76
Hovacassis	II, 90
Huillania	II, 37
Humba	I, 162
humbloti DUVIVIER *(Eugaleruca)*	II, 10
humeralis OLIVIER *(Omoteina)*	II, 81
humerosa FAIRMAIRE *(Sphenocassis)*	II, 88
humilis GESTRO *(Lissochila)*	II, 71
hyacinthina SUFFRIAN *(Chrysolina)*	I, 150
Hybosa	II, 91
Hybosinota	II, 85
Hybosispa	II, 65
Hydrothassa	I, 165
Hylaspes	II, 29
Hylaspoides	II, 29
Hylax	I, 107

	Pages.
Hymenesia	II, 13
Hymetes	I, 100
Hypantherus	II, 59
Hyperacantha	II, 18
Hyperaxis	I, 122
Hyphaenia	II, 34
Hyphasis	II, 58
Hyphasoma	II, 58
Hypocassida	II, 89
hypochalca GERMAR *(Augomela)*	I, 174
Hypoderes	I, 114
Hypolampsis	II, 61
Idacantha	II, 6
Idiocephala	I, 96
Idmosyne	II, 60
igneofasciata BALY *(Dermorrhytis)*	I, 115
ignobilis BOHEMAN *(Exestastica)*	II, 91
illudens BALY *(Chalcomela)*	I, 169
illudens BOHEMAN *(Crambelea)*	II, 92
Imatidium	II, 78
imitans JACOBY *(Nirina)*	II, 11
imperialis BALY *(Spilispa)*	II, 71
imperialis JACOBY *(Gronovius)*	II, 14
impressa FABRICIUS *(Theopea)*	II, 33
inaequalis WEBER *(Anoplitis)*	II, 68
incerta BLACKBURN *(Microdonacia)*	I, 49
Incisolema	I, 67
inconstans BOHEMAN *(Charidotella)*	II, 93
inconstans LEFÈVRE *(Ivongius)*	I, 135
indica DUVIVIER *(Epimela)*	I, 83
indica DUVIVIER *(Proëgmena)*	II, 32
indica FABRICIUS *(Toxaria)*	II, 55
indica HOPE *(Paralina)*	I, 162
indica JACOBY *(Cassena)*	II, 55
indica JACOBY *(Sastroides)*	II, 14
indica MOTSCHULSKY *(Orsodacne)*	I, 57
indicola DUVIVIER *(Chloocassis)*	II, 90
indicum BALY *(Hyphasoma)*	II, 58
inermis ZOUBKOFF *(Acmenychus)*	II, 75
inès JOLIVET *(Protoclytra)*	I, 80
inflata WEISE *(Chrysolina)*	I, 158
inornata JACOBY *(Chiridisia)*	I, 124
inornata JACOBY *(Monocida)*	II, 38
inornata WATERHOUSE *(Metriopepla)*	II, 77
insignis LEFÈVRE *(Gastropius)*	I, 112
insignis WEISE *(Herma)*	I, 81
insolita LECONTE *(Metacycla)*	II, 22
instabilis LACORDAIRE *(Pnesthes)*	I, 86
intacta NEWMAN *(Paropsisterna)*	I, 171
intermedius JACOBY *(Hemiphrynus)*	II, 48
interrupta HAROLD *(Leprocolaspis)*	I, 143
interstincta SUFFRIAN *(Chrysolina)*	I, 151
intestinarum THOMSON *(Epiphyma)*	I, 113
Iphimeis	I, 107
Iphimoides	I, 109
Iphitrea	II, 53
Iphitroides	II, 50
iracunda BECHYNÉ *(Freudeita)*	I, 142
Irenes	I, 122
Iscadida	I, 176
Ischiopachys	I, 88
Ischnocodia	II, 92
Ischyrolampra	I, 104
Ischyronota	II, 87
Ischyrosonyx	II, 85
Isnus	I, 93
Isolepronota	I, 142
ituriensis WEISE *(Parasbecesta)*	II, 37
Ivalia	II, 63
Ivongius	I, 135
Jacobya	II, 18
Jacobyanella	II, 18
jamaicensis FABRICIUS *(Haltica)*	II, 49
Janbechynea	I, 40
jansoni BALY *(Caristea)*	I, 169
jansoni JACOBY *(Rhabdopterus)*	I, 114
janthina BLANCHARD *(Hispodonta)*	II, 71
japana JACOBY *(Haemonia)*	I, 46
japonica HORNSTEDT *(Morphosphaera)*	II, 26
Japonita	II, 21
javana LACORDAIRE *(Hymetes)*	I, 100
Javeta	II, 73
javeti BALY *(Stethopachys)*	I, 65
Johannica	I, 176
joliveti BECHYNÉ *(Colaphallus)*	I, 163
joliveti BECHYNÉ *(Maecolaspis)*	I, 141
jolofa LACORDAIRE *(Bradylema)*	I, 62
Jonthonota	II, 91
Kanahiiphaga	II, 36
Kanarella	II, 26
kanarensis JACOBY *(Leprotes)*	I, 122
kingi MAC LEAY *(Megamerus)*	I, 32
kolleri LABOISSIÈRE *(Dimalianella)*	II, 24
konbirensis WEISE *(Platyxantha)*	II, 35
Kuilua	I, 73
kurosawai CHÛJÔ *(Orsodacne)*	I, 51
kuscheli BECHYNÉ *(Minotula)*	II, 54
labiatus PERTY *(Arescus)*	II, 65
Labidognatha	I, 82
Labidomera	I, 147
Labidostomis	I, 75
Laboulbenei MONTROUZIER *(Dematochroma)*	I, 114
Laccoptera	II, 86
Laccopteroidea	II, 87
Lachnaea	I, 77
Lachnabothra	I, 97
lacordairei GERMAR *(Polyoptilus)*	I, 34
lacordairei WESTWOOD *(Colobaspis)*	I, 72
Lactica	II, 50
Lactina	II, 49
lacunosus CLARK *(Omotyphus)*	II, 60
laeta BALY *(Chalcophyma)*	I, 106
laeta BALY *(Palpozena)*	II, 35
Laetana	II, 6
Laetiacantha	II, 6
laevigatus JACOBY *(Chilocoristes)*	II, 63
laevigatus LABOISSIÈRE *(Desbordesius)*	II, 40
laevipenne JACOBY *(Sphaeroderma)*	II, 62
lamegi LABOISSIÈRE *(Euliroëtis)*	II, 25
Lamprolina	I, 178
Lamprophaes	I, 116
lampros JACOBY *(Hermesia)*	I, 112
Lamprosoma	I, 102
Lamprosphaerus	I, 105
lanuginosa BOHEMAN *(Discomorpha)*	II, 80
laportei BALY *(Simaethea)*	II, 54
lateralis BALY *(Lamprosphaerus)*	I, 105
lateralis JACOBY *(Nossioecus)*	I, 134

	Pages.
lateralis LINNÉ *(Cyrtonota)*	II, 82
lateritia LEFÈVRE *(Thyra)*	I, 139
latesuturata FORMAIRE *(Antsianacida)*	II, 19
laticlavia FÜRSTER *(Anomoea)*	I, 78
laticollis WEISE *(Microdera)*	I, 166
laticornis GERMAR *(Pyesia)*	II, 22
latifrons WEISE *(Demothispa)*	II, 65
latipennis BRYANT *(Pilacolaspis)*	I, 111
latipennis CLARK *(Lilioceris)*	I, 63
Leasia	I, 84
Lefevrea	I, 109
lefevrei BALY *(Macrocoma)*	I, 128
lefevrei HAROLD *(Sybriacus)*	I, 117
Lema	I, 63
leopoldi LABOISSIÈRE *(Mahutia)*	II, 7
lepersonneae LABOISSIÈRE *(Toxaria)*	II, 55
lepida OLIVIER *(Chrysolina)*	I, 153
Leprocolaspis	I, 143
Lepronida	I, 114
Lepronota	I, 108
Leprotes	I, 122
Leptarthra	II, 25
Leptaulaca	II, 7
Lepthispa	II, 71
Leptinotarsa	I, 148
leptomorpha BALY *(Solenispa)*	II, 65
Leptoxena	II, 16
leseleuci GUERIN *(Acanthodes)*	II, 69
letourneuxi LEFÈVRE *(Malegia)*	I, 121
Leucastea	I, 73
Leucispa	II, 72
Leucocera	I, 149
leveri BRYANT *(Nesohaltica)*	II, 61
lewisi JACOBY *(Xenarthra)*	II, 34
Lexiphanes	I, 91
leyana LATREILLE *(Craspedonta)*	II, 78
libertinus SUFFRIAN *(Loxopleurus)*	I, 93
lichenis VOET *(Hapsidolema)*	I, 66
Licyllus	II, 44
lilii SCOPOLI *(Lilioceris)*	I, 63
Lilioceris	I, 63
limbata BALY *(Clitena)*	II, 12
limbata BALY *(Hepthispa)*	II, 70
limbata BALY *(Sastra)*	II, 13
limbata FABRICIUS *(Chrysolina)*	I, 161
limbata STURM *(Platyauchenia)*	II, 77
limbatus LABOISSIÈRE *(Decoomanius)*	II, 12
limbatus LEFÈVRE *(Podoxenus)*	I, 113
Limenta	I, 174
lineata FABRICIUS *(Zatrephina)*	II, 83
lineata GÉNÉ *(Machomena)*	I, 168
lineata ROSSI *(Arrhenocoela)*	II, 51
lineola PANZER *(Orsodacne)*	I, 51
Liniscus	I, 134
linnaei DUFTSCHMID *(Longitarsus)*	II, 46
Lio	I, 57
Lioplacis	I, 170
Liprus	II, 53
Lissochila	II, 71
Liroëtis	II, 25
litura GERSTÄCKER *(Escourtiana)*	II, 37
lituratus FABRICIUS *(Bassareus)*	I, 95
lividus LECONTE *(Triarius)*	II, 8
livingstonei JACOBY *(Ageniosa)*	I, 168
Livolia	II, 52
Lochmaea	II, 16
longicollis BALYS *(Pseudocolaspis)*	I, 129
longicollis JACOBY *(Liprus)*	II, 53
longicornis BALY *(Hylaspes)*	II, 29
longicornis FABRICIUS *(Luperus)*	II, 24
longicornis JACOBY *(Donacia)*	I, 47
longicornis JACOBY *(Macrolema)*	I, 68
longicornis JACOBY *(Palaeothona)*	II, 46
longicornis JACOBY *(Sominella)*	I, 49
longicornis WESTWOOD *(Pedrillia)*	I, 52
longimana FAIRMAIRE *(Arsoa)*	I, 130
Longitarsus	II, 46
longula FAIRMAIRE *(Androya)*	II, 77
longula QUEDENFELDT *(Lema)*	I, 64
Lophea	I, 131
Lophistomus	I, 95
Lophobasis	I, 76
Lordiconia	II, 89
Loxopleurus	I, 93
Loxoprosopus	II, 60
luctuosa SOLSKY *(Anidania)*	I, 129
ludicra WEISE *(Monolepta)*	II, 39
lugubris CLAVAREAU *(Crioceris)*	I, 63
lunulata FABRICIUS *(Merilia)*	I, 77
Luperaltica	II, 45
Luperodes	II, 23
Luperomorpha	II, 44
Luperosasia	II, 23
Luperus	II, 23
Lupraea	II, 46
lurida ALLARD *(Hemiphracta)*	II, 11
lurida LINNÉ *(Chrysolina)*	I, 160
lusca FABRICIUS *(Sebaethe)*	II, 58
Lusingania	II, 19
lutea PETAGNA *(Chrysolina)*	I, 150
luteicornis FABRICIUS *(Ceratia)*	II, 5
luteimembris PIC *(Macrolopha)*	I, 72
Lychnophaes	I, 101
Lygaria	I, 175
Lypesthes	I, 122
lyra SPAETH *(Tetracassis)*	II, 94
Lyraletes	I, 142
Lythraria	II, 51
Macetes	I, 128
Machomena	I, 168
Macrima	II, 34
macrocnemia FISCHER *(Sominella)*	I, 48
Macrocoma	I, 128
Macrogonus	I, 64
Macrolema	I, 68
Macrolenes	I, 76
Macrolopha	I, 72
Macromonycha	II, 87
mactata FAIRMAIRE *(Chrysolina)*	I, 152
macula FABRICIUS *(Lactica)*	II, 50
maculata OLIVIER *(Cephalodonta)*	II, 66
maculicollis BALY *(Cerochroa)*	II, 12
maculicollis CLARK *(Coraia)*	II, 9
maculicollis JACOBY *(Hemydacne)*	I, 60
maculicollis JACOBY *(Meniellus)*	I, 135
maculicollis JACOBY *(Paropsides)*	I, 171
maculicollis JACOBY *(Thrasygoeus)*	II, 60
maculipennis JACOBY *(Habrophora)*	I, 122
maculosa WEISE *(Paracantha)*	II, 7
madagascariense CHAPUIS *(Rhagiosoma)*	I, 33
madagascariensis ALLARD *(Haltica)*	II, 49

	Pages.
madagascariensis JACOBY *(Eulychius)*	I, 134
Maecolaspis	I, 112
magica HAROLD *(Hyphasis)*	II, 58
magnei SPAETH *(Aethiopocassis)*	II, 90
magnifica DUVIVIER *(Hylaspoides)*	II, 29
Mahutia	II, 7
major JACQUIN *(Tlanoma)*	II, 56
Malacorrhinus	II, 21
Malacotheria	II, 18
Malayocassis	II, 90
Malegia	I, 121
malvae semirufa KÜSTER *(Podagrica)*	II, 55
Malvernia	II, 46
manca CHAPUIS *(Irenes)*	I, 122
Mandarella	II, 26
mandibularis LACORDAIRE *(Nosognatha)*	I, 79
mandli SPAETH *(Vulpia)*	II, 80
Manipuria	I, 64
mannerheimi MOTSCHULSKY *(Rhaebus)*	I, 31
Manobia	II, 51
Manobidia	II, 47
Mantura	II, 55
marcasitica GERMAR *(Chrysolina)*	I, 154
marculenta BOHEMAN *(Chaerocassis)*	II, 93
margaritacea LACORDAIRE *(Sphaerocharis)*	I, 102
margaritacea SCHALLER *(Mionycha)*	II, 89
marginalis DUFTSCHMIDT *(Chrysolina)*	I, 157
marginalis WEISE *(Blepharida)*	II, 56
marginata CHAPUIS *(Metacycla)*	II, 22
marginata JACOBY *(Barombiella)*	II, 31
marginata LINNÉ *(Chrysolina)*	I, 151
marginata LINNÉ *(Echoma)*	II, 84
marginata LATREILLE *(Mecistomela)*	II, 66
marginatum WEISE *(Hispostoma)*	I, 146
marginella LINNÉ *(Hydrothassa)*	I, 165
marginicollis GUÉRIN *(Sphaerocharis)*	I, 102
marginicollis LABOISSIÈRE *(Cercyonia)*	II, 62
marginicollis LEFÈVRE *(Coytiera)*	I, 110
marginipennis SPAETH *(Pseudechoma)*	II, 84
Mariamela	I, 69
Marseulia	II, 40
marshalli CLARK *(Damelia)*	I, 120
martius BALY *(Bucharis)*	I, 93
Mashonania	I, 109
Mastacanthus	I, 89
Mastosthethus	I, 70
maximus PIC *(Falsocolobapsis)*	I, 74
maynéi BURGEON *(Obelistes)*	I, 119
Mecistes	I, 132
Mecistomela	II, 66
Mecynodera	I, 36
Megaleruca	II, 10
Megalognatha	II, 20
Megalopus	I, 71
Megalostomis	I, 84
megalostomoides LACORDAIRE *(Pseudochlamys)*	I, 91
Megamerus	I, 32
Megapyga	II, 78
Megascelis	I, 69
Megaspidomorpha	II, 86
Megistomela	I, 147
Megistops	II, 61
melanocephala PONZA *(Galeruca)*	II, 15
melanoptera GERMAR *(Cacoscelis)*	II, 48
melanostoma STÅL *(Eugonycha)*	I, 149
Melinobius	I, 96
Melinophora	I, 140
Melitonoma	I, 81
Melixanthus	I, 94
Mellesia	II, 7
Mellesianella	II, 8
melsheimeri CROTCH *(Brachycorina)*	II, 69
mendax LACORDAIRE *(Barybaena)*	I, 78
Meniellus	I, 135
Menippus	II, 17
Menius	I, 135
menthastri SUFFRIAN *(Chrysolina)*	I, 151
merdigera LINNÉ *(Lilioceris)*	I, 63
Merilia	I, 77
Merista	II, 17
Meristoides	II, 25
Meroda	I, 134
Mesomphalia	II, 82
Mesoplatys	I, 168
Metachroma	I, 125
Metacycla	II, 22
Metallactus	I, 90
metallica FABRICIUS *(Stemispa)*	II, 65
metallica JACOBY *(Barombiella)*	II, 31
metallica JACOBSON *(Capula)*	II, 25
metallica JACOBY *(Mimastracella)*	II, 5
metallica KLUG *(Chlamydocassis)*	II, 80
Metaparia	I, 108
Metastyla	I, 148
Metaxycera	II, 67
Metaxyonycha	I, 111
Metrioidea	II, 34
Metriona	II, 93
Metrionaspis	II, 95
Metrionella	II, 94
Metriopepla	II, 77
micheli BECHYNÉ *(Rhembastus)*	I, 136
Micraenidea	II, 36
Micrepitrix	II, 40
Micrispa	II, 74
Microctenochira	II, 96
microdera LACORDAIRE *(Brachydactyla)*	I, 61
Microdonacia	I, 49
Microdonta	II, 67
Microexosoma	II, 38
Microrhopala	II, 70
Microtheca	I, 179
militaris WEISE *(Pseudhispella)*	II, 75
Miltina	II, 26
Mimastra	II, 24
Mimastracella	II, 5
Mimolema	I, 67
Mindana	II, 33
Mindorina	II, 33
Minota	II, 54
Minotula	II, 54
Minturnia	I, 84
minuta JACOBY *(Odontiomorpha)*	I, 119
Miocalaspis	II, 82
Miochira	I, 83
Mionycha	II, 89
Miopristis	I, 76
mirabilis BOHEMAN *(Proglima)*	II, 79
mirabilis HOPE *(Agetocera)*	II, 5
Mitocera	I, 96
Mniophila	II, 62
modeeri LINNÉ *(Hippuriphila)*	II, 52

Pages.

modesta FABRICIUS *(Eurypelta)* ... ... I, 131
Momaea ... ... II, 14
Mombasica .. .. II, 17
monardi LABOISSIÈRE *(Chimporia)* ... ... II, 40
Monardita ... ... I, 150
monoceros OLIVIER *(Xenarescus)* ... ... II, 65
Monocesta ... ... II, 9
Monocestoides ... ... II, 17
Monochirus .. .. II, 74
Monocida ... ... II, 38
Monolepta ... ... II, 38
Monoleptocrania .. .. II, 39
Monoplatus .. .. II, 59
Monoxia ... ... II, 41
monrosi BECHYNÉ *(Periparia)* ... ... I, 141
Monrosiella .. .. I, 142
morbillosa CHAPUIS *(Lepronota)* ... ... I, 108
mordicans MARSHALL *(Cyno)* .. .. I, 128
morio KRYNICKI *(Chrysolina)* . ... I, 153
Morphosphaera ... ... II, 26
Morphosphaeroides ... ... II, 20
mouhoti BALY *(Aulacolepsis)* .. .. I, 134
mouhoti CHAPUIS *(Amphimela)* ... ... II, 61
Mouhotina ... ... I, 136
mucida SAY *(Coscinoptera)* ... ... I, 85
mucronata JACOBY *(Monrosiella)* .. .. I, 142
multicava LATREILLE *(Polychalma)* ... ... II, 81
multiplagiata WAGENER *(Basiprionota)* ... ... II, 77
murina GERSTÄCKER *(Buphonella)* ... ... II, 17
murina WESTWOOD *(Antonaria)* ... ... I, 72
murraea LINNÉ *(Pseudocassida)* ... ... II, 89
murrayi BALY *(Cryptonychus)* ... ... II, 72
murrayi BOHEMAN *(Patrisma)* ... ... II, 86
murrayi CHAPUIS *(Casmena)* .. .. I, 124
murrayi CHAPUIS *(Ennodius)* . ... I, 128
murrayi CLARK *(Hypolampsis)* ... ... II, 61
musciformis GOEZE *(Chilotoma)* ... ... I, 82
mutabilis SAHLBERG *(Ootheca)* ... ... II, 37
mutica FABRICIUS *(Haemonia)* ... ... I, 46
Myochrous ... ... I, 132
Myrcina ... ... II, 50
Myrcinella ... ... II, 50
Myrcinoides . ... II, 51

Nabathaea ... ... II, 87
Nadrana ... ... II, 34
nagpurensis DUVIVIER *(Mandarella)* ... ... II, 26
nair LACORDAIRE *(Ceratobasis)* ... ... I, 83
nakanei CHÛJÔ *(Orsodacne)* ... ... I, 51
Nancita ... ... II, 33
nanulus HAROLD *(Rhembastus)* ... ... I, 135
natalensis JACOBY *(Casmenella)* ... ... I, 124
Nebraspis ... ... II, 82
Nebroma ... ... II, 79
nebulosa LINNÉ *(Cassida)* ... ... II, 89
Neobrotica ... ... II, 22
Neochalcoplacis ... ... I, 143
Neocles . ... I, 132
Neodiaphanops ... ... I, 36
Neohaemonia ... ... I, 47
Neolaetana ... ... II, 7
Neolepta ... ... II, 32
Neolochmaea ... ... II, 16
Neomahutia . ... II, 7
Neorthaea ... ... II, 56
Neorupilia ... ... II, 40

Pages

Nerissidius .. .. I, 124
Nerissus ... ... I, 123
Nesohaltica .. .. II, 61
Nestinus ... ... II, 9
neumani WEISE *(Neolaetana)* . ... II, 7
Nicea ... ... II, 14
niger WEISE *(Isnus)* ... ... I, 93
nigra CHAPUIS *(Myrcina)* ... ... II, 50
nigriceps MOTSCHULSKY *(Agelasa)* . ... II, 29
nigricollis DUVIVIER *(Sphaerometopa)* .. .. II, 58
nigricollis JACOBY *(Syagrus)* .. .. I, 135
nigripenne FABRICIUS *(Dircema)* ... ... II, 9
nigripes ALLARD *(Mindana)* .. .. II, 33
nigripes BALY *(Aoria)* ... ... I, 120
nigripes CLARK *(Poebates)* ... ... II, 61
nigripes OLIVIER *(Jonthonota)* ... ... II, 91
nigripes WEISE *(Palimbola)* ... ... I, 167
nigrita JACOBY *(Barymela)* ... ... I, 146
nigrita OLIVIER *(Anisostena)* .. .. II, 68
nigroaenea BOHEMAN *(Polychalca)* . ... II, 79
nigrocinctus CHEVROLAT *(Mastosthethus)* ... ... I, 71
nigrocoeruleum BALY *(Lamprosoma)* ... ... I, 102
nigrofasciata STÅL *(Metastyla)* ... ... I, 148
nigrolimbata JACOBY *(Cynorita)* ... ... II, 33
nigromaculata QUEDENFELDT *(Chrysolina)* .. .. I, 152
nigropicta LEFÈVRE *(Aetheomorpha)* ... ... I, 80
nigrosignata BOHEMAN *(Ischyrosonyx)* .. .. II, 85
nigrosuturalis JACOBY *(Rudolphia)* ... ... II, 41
nigrovittata JACOBY *(Brachyphora)* ... ... II, 36
Nirina .. .. II, 11
Nirinoides ... ... II, 11
Nisotra . ... II, 55
nitida BALY *(Cyclomela)* . ... I, 168
nitida UHMANN *(Hybosispa)* .. .. II, 65
nitidicollis LACORDAIRE *(Teinocera)* ... ... I, 76
nitidum LACORDAIRE *(Lamprosoma)* ... ... I, 102
nobilis LEFÈVRE *(Cleorina)* ... ... I, 136
nobilitata FABRICIUS *(Asphaera)* ... ... II, 57
nodicornis LABOISSIÈRE *(Becquaertinia)* ... ... II, 42
Nodina . ... I, 118
Nodocolaspis ... ... I, 141
Nodonota ... ... I, 108
Nodostoma ... ... I, 117
Nodostonopa ... ... I, 120
nodulosa BOHEMAN *(Hybosinota)* ... ... II, 86
Nonarthra ... ... II, 63
normalis BALY *(Eurispa)* ... ... II, 71
normalis GERMAR *(Spaethiechoma)* ... ... II, 84
Nosognatha .. .. I, 79
Nossioecus ... ... I, 134
notata BOHEMAN *(Cistudinella)* ... ... II, 85
notata FABRICIUS *(Centroscelis)* ... ... I, 172
notatipennis CHAPUIS *(Faex)* .. .. I, 172
Notosacantha ... ... II, 77
Notozona ... ... II, 57
nubilosa BOHEMAN *(Aidoia)* ... ... II, 92
nucea LEFÈVRE *(Choris)* .. .. I, 107
nucleorum FABRICIUS *(Pachymerus)* ... ... I, 32
Nuzonia ... ... II, 93
Nycterodina . ... I, 143
Nyctiphantus ... ... II, 41
Nyetra .. .. I, 92
nymphaeae LINNÉ *(Galerucella)* ... ... II, 10
Nympharescus ... ... II, 66

Obelistes ... ... I, 119

	Pages.
oberthuri JACOBY *(Meristoides)*	II, 25
obscura HAROLD *(Isolepronota)*	I, 142
obscura JACOBY *(Zipangia)*	II, 46
obscurella SUFFRIAN *(Chrysolina)*	I, 159
obscuricollis FAIRMAIRE *(Androya)*	II, 77
obscurithorax PIC *(Rhagiosoma)*	I, 33
obscurus LINNÉ *(Bromius)*	I, 129
obsoleta BRULLÉ *(Chrysolina)*	I, 158
obsoleta FABRICIUS *(Exora)*	II, 21
obtecta FAIRMAIRE *(Chelysida)*	II, 88
occidentalis WEISE *(Belona)*	II, 6
occidentalis WEISE *(Copa)*	II, 7
occipitalis JACOBY *(Gynandrophthalma)*	I, 82
Ochrosis	II, 52
Ochrosopsis	I, 96
Ocnoscelis	II, 48
Ocnosispa	II, 67
Octhispa	II, 69
octodecimgutiata FABRICIUS *(Chalcolampra)*	I, 175
Octodonta	II, 72
Octogonotes	II, 60
octomaculata JACOBY *(Chrysogramma)*	II, 47
Octotoma	II, 69
odewahni BALY *(Leucispa)*	II, 72
Odontiomorpha	I, 119
Odontionopa	I, 119
Odontionycha	II, 89
Oedionychus	II, 57
Ogdoecosta	II, 84
Oides	II, 3
Oidosoma	I, 175
Oidomorpha	II, 4
olivieri LEFÈVRE *(Pygocolaspis)*	I, 142
olliffi BLACKBURN *(Richmondia)*	I, 178
Olorus	I, 130
Omaspides	II, 84
Omocerus	II, 79
Omoteina	II, 81
Omotyphus	II, 60
Oncocephala	II, 73
Oocassida	II, 89
Ootheca	II, 37
opacicollis LEFÈVRE *(Phaedrias)*	I, 106
opacus BECHYNÉ *(Pygomolpus)*	I, 137
Ophrida	II, 56
opulenta REICHE *(Monardita)*	I, 150
Orestia	II, 52
Orexita	II, 92
oricalcia MÜLLER *(Chrysolina)*	I, 153
orientalis BALY *(Xuthea)*	II, 52
orientalis OLIVIER *(Chrysolina)*	I, 159
ornata BALY *(Camerounia)*	I, 177
ornata REITTER *(Aphilenia)*	I, 119
ornatipennis FAIRMAIRE *(Ovamela)*	I, 64
ornatus JACOBY *(Pseudolpus)*	I, 118
Ornithognathus	II, 20
orphana ERICHSON *(Pyrgo)*	I, 172
Orphnoda	II, 87
Orphnodella	II, 87
Orphnodina	II, 87
Orsodacne	I, 51
Orthaltica	II, 53
Orthocrepis	II, 49
Orthoxia	II, 13
Orthoxioides	II, 11
osculatii GUÉRIN *(Canistra)*	II, 80

	Pages.
Otilea	I, 115
Otiocephala	I, 81
Ovamela	I, 64
ovata BOHEMAN *(Enagria)*	II, 85
Oxycephala	II, 72
Oxygona	II, 47
Oxylepis	II, 87
Pachnephorus	I, 133
Pachybrachys	I, 90
Pachymerus	I, 32
Pachyonychis	II, 57
Pachytomella	II, 12
Pagellia	I, 120
Pagria	I, 118
Palaeophylia	II, 42
Palaeothona	II, 46
Palesida	I, 127
Palimbola	I, 167
Pallasiola	II, 41
Pallena	I, 127
pallens FABRICIUS *(Physauchenia)*	I, 82
pallens BOHEMAN *(Basipta)*	II, 87
pallens OLIVIER *(Diapromorpha)*	I, 79
palliata FABRICIUS *(Clytrasoma)*	I, 80
pallicornis FABRICIUS *(Sermyloides)*	II, 31
pallida ERICHSON *(Stenomela)*	I, 58
pallida JACOBY *(Doryidella)*	II, 30
pallida OLIVIER *(Chrysophtharta)*	I, 171
pallidicornis BALY *(Nadrana)*	II, 34
pallidipennis BOHEMAN *(Omaspides)*	II, 84
pallipes WEISE *(Paradecatelia)*	II, 67
palpalis LABOISSIÈRE *(Mindorina)*	II, 33
Palpoxena	II, 35
panamensis JACOBY *(Ischirolampra)*	I, 104
panamensis JACOBY *(Pseudogona)*	II, 47
pantherina BLANCHARD *(Herissa)*	II, 81
Pantocometis	I, 83
papuana BRYANT *(Manobia)*	II, 51
Paracantha	II, 7
Paradecatelia	II, 67
Paradibolia	II, 61
Paradownesia	II, 74
paradoxa CLARK *(Pachyonychis)*	II, 57
paradoxa LABOISSIÈRE *(Acroxena)*	II, 35
paradoxa LACORDAIRE *(Diplacaspis)*	I, 99
paradoxa MONROS *(Janbechynea)*	I, 40
paradoxa SHARP *(Alema)*	II, 53
Paraenidea	II, 36
Parageina	II, 41
Paralina	I, 162
parallelipennis SPAETH *(Sindiola)*	II, 86
Paraluperodes	II, 23
Parametriona	II, 93
Paranota	II, 81
Parasbecesta	II, 37
Paraselenis	II, 83
Parataurona	II, 79
Paraulaca	II, 26
pardalis WEISE *(Uhehlia)*	I, 124
Parechoma	II, 84
Paria	I, 137
Paridea	II, 25
Parlina	II, 49
Parnops	I, 123
Paromaspides	II, 85

	Pages.
Paropsides	I, 171
Paropsis	I, 170
Paropsisterna	I, 171
Parorectis	II, 92
parva CHAPUIS *(Elithia)*	II, 45
Patrisma	II, 86
Pausiris	I, 127
Pausiropsis	I, 127
pectoralis CLARK *(Oides)*	II, 3
pectoralis LABOISSIÈRE *(Erganoides)*	II, 38
pectoralis LABOISSIÈRE *(Trichomimastra)*	II, 24
pectoralis LEFÈVRE *(Campylochira)*	I, 113
Pedrillia	I, 52
Pedrilliomorpha	I, 52
Pentamesa	II, 62
Penthispa	II, 70
peplopteroides WEISE *(Exomis)*	I, 82
Peploptera	I, 79
peregrina HERRICH-SCHAFFER *(Chrysolina)*	I, 153
Periclitena	II, 12
Periparia	I, 141
perreiri FAIRMAIRE *(Terpnochlorus)*	II, 63
perrieri FAIRMAIRE *(Donaciasta)*	I, 48
perroti DUVIVIER *(Monocestoides)*	II, 17
Phaedon	I, 164
Phaedonia	I, 167
Phaedrias	I, 106
Phaedroides	I, 118
Phanaeta	I, 140
Phascus	I, 120
phellandrii LINNÉ *(Prasocuris)*	I, 166
Pheloticus	I, 134
Phidodonta	II, 75
Philaspis	II, 93
philippinensis LEFÈVRE *(Phaedroides)*	I, 118
philippina SPAETH *(Thlaspidosoma)*	II, 90
philippinensis JOLIVET *(Chrysolinoides)*	I, 150
Phillydronopa	I, 171
Philopona	II, 57
Phoenicodera	I, 79
Phratora	I, 173
Phrynocepha	II, 49
Phygasia	II, 51
Phyllecthrus	II, 23
Phyllobrotica	II, 21
Phyllobroticella	II, 19
Phyllocharis	I, 175
Phyllocharoides	I, 176
Phyllotreta	II, 45
Physauchenia	I, 82
Physimerus	II, 59
Physocoryna	II, 69
Physodactyla	II, 59
Physoma	II, 58
Physonaspis	II, 85
Physonota	II, 85
Physonychis	II, 58
Phytodectoidea	II, 84
Phytorus	I, 136
picea FABRICIUS *(Stenoplatys)*	II, 36
picea JACOBY *(Pseudodibolia)*	II, 54
picea JACOBY *(Tricliona)*	I, 136
picea OLIVIER *(Dicranosterna)*	I, 169
piceipes BALY *(Abirus)*	I, 130
piceus SUFFRIAN *(Pachybrachys)*	I, 90
picina BOHEMAN *(Spaethiella)*	II, 78
picta BALY *(Clitea)*	II, 55
picta BOHEMAN *(Orexita)*	II, 92
picta PERTY *(Balya)*	I, 107
pictipennis BOHEMAN *(Clorindina)*	I, 170
picturata CLAVAREAU *(Elisabethana)*	I, 67
Pilacolaspis	I, 111
Pilemostoma	II, 89
pilifrons LABOISSIÈRE *(Doryidomorpha)*	II, 30
pilosa SPAETH *(Crossocassis)*	II, 88
pilosula BOHEMAN *(Trichaspis)*	II, 88
pilula CLARK *(Cyclonoda)*	I, 168
pilula KLUG *(Carcinobaena)*	I, 99
placans SPAETH *(Metrionella)*	II, 94
plagiata DUVIVIER *(Pseudoclytra)*	I, 81
plagiata KLUG *(Leucastea)*	I, 73
Plagiodera	I, 166
Plagiometriona	II, 93
Plastonothus	I, 104
Plateumaris	I, 49
Platyauchenia	II, 77
Platycolaspis	I, 112
Platycycla	II, 85
Platymela	I, 174
platynota GERMAR *(Desmonata)*	II, 79
Platypria	II, 76
Platytauroma	II, 79
Platyxantha	II, 35
Platyxanthoides	II, 35
plebejus LEFÈVRE *(Phytorus)*	I, 136
Plecomera	I, 77
Plectonycha	I, 65
Plectrotetra	II, 54
Pleomorphus	I, 92
Plesispa	II, 72
Pnesthes	I, 86
Podagrica	II, 55
Podontia	II, 56
Podostraba	II, 92
Podoxenus	I, 113
Poëbates	II, 61
Poecilaspidella	II, 83
Poecilomorpha	I, 73
Poëphilina	II, 54
poegi CHEVROLAT *(Leucocera)*	I, 149
polita KLUG *(Philaspis)*	II, 93
polita LINNÉ *(Chrysolina)*	I, 154
polita WEISE *(Potaninia)*	I, 177
Polyachus	I, 91
Polychalca	II, 79
Polychalma	II, 81
Polyconia	II, 75
polygoni LINNÉ *(Gastrophysa)*	I, 164
Polyoptilus	I, 34
Polyspila	I, 148
polyspila GERMAR *(Polyspila)*	I, 148
Poneridia	II, 14
populi LINNÉ *(Chrysomela)*	I, 167
Porphytoma	II, 11
Potaninia	I, 177
pradieri LEFÈVRE *(Colasposoma)*	I, 126
prasina WEISE *(Weiseocassis)*	II, 86
Prasocuris	I, 166
Prasoidea	I, 119
Prasona	II, 48
Prasonotus	I, 93
pretiosa BALY *(Eustena)*	II, 38

	Pages.
Prionesthis	I, 34
Prionispa	II, 73
Prionodera	I, 111
Prionopleura	I, 97
Probaenia	II, 69
Procalus	II, 9
Proctophana	I, 85
Proëgmena	II, 32
Proglima	II, 79
Promecosoma	I, 111
Promecotheca	II, 73
Propiasus	II, 49
Prosicela	I, 148
Prosopodonta	II, 66
proteus Weise *(Nympharescus)*	II, 66
Protoclytra	I, 80
Protogaleruca	II, 10
proxima Boheman *(Poecilaspidella)*	II, 83
proxima Gestro *(Oncocephala)*	II, 73
Psalidoma	II, 88
Psalidonota	II, 92
Psatyrocerus	I, 57
Pseudabirus	I, 130
Pseudadimonia	II, 13
Pseudaphosonyx	II, 31
Pseudapophylia	II, 42
Pseudechoma	II, 84
Pseudedusia	I, 131
Pseudhispella	II, 75
Pseudispa	II, 67
Pseudocassida	II, 89
Pseudochlamys	I, 99
Pseudoclytra	I, 81
Pseudocolaspis	I, 129
Pseudocophora	II, 5
Pseudocrania	II, 38
Pseudodera	II, 53
Pseudodibolia	II, 54
Pseudogona	II, 47
Pseudoides	II, 27
Pseudolema	I, 65
Pseudoliroëtis	II, 25
Pseudolpus	I, 118
Pseudomela	I, 162
Pseudorupilia	II, 21
Pseudostola	I, 128
Pseudotoxotus	I, 34
Psilurnus	II, 66
Psylliodes	II, 63
pubescens Clark *(Hapalotrius)*	II, 60
pubescens Fabricius *(Glyptoscelis)*	I, 132
pubescens Koch *(Epithrix)*	II, 53
pubescens Laboissière *(Trochosepharia)*	II, 32
pugionata Germar *(Dorymota)*	II, 81
pulchella Baly *(Phrynocepha)*	II, 49
pulchella Chapuis *(Odontionopa)*	I, 119
pulchella Duvivier *(Antsianaka)*	II, 18
pulchella Guérin *(Acentroptera)*	II, 67
pulchella Laboissière *(Poëphilina)*	II, 54
pulcher Baly *(Chrysochus)*	I, 139
pulvinosus Blanchard *(Dictyneis)*	I, 132
pumilus Laboissière *(Arthrotus)*	II, 30
punctata Duvivier *(Buphonida)*	II, 16
punctatissima Chapuis *(Botryonopa)*	II, 70
punctatissima Olivier *(Megistomela)*	I, 147
punctatostriata Motschulsky *(Sangariola)*	II, 51
punctatosulcatus Fairmaire *(Eurydemus)*	I, 135
punctatus Gebler *(Chrysochus)*	I, 139
punctatus Laboissière *(Aulamorphus)*	II, 37
puncticollis Say *(Monoxia)*	II, 41
punctigera Achard *(Microtheca)*	I, 179
pupillata Boheman *(Charidotis)*	II, 95
purpurascens Germar *(Chrysolina)*	I, 160
purpurata Guérin *(Metaxycera)*	II, 67
purpureipennis Clark *(Tenosis)*	II, 53
pusia Suffrian *(Diachus)*	I, 95
Pyesia	II, 22
pygmaea Spaeth *(Nabathaea)*	II, 87
Pygocolaspis	I, 142
Pygomolpus	I, 137
pyrenaica Dufour *(Chrysolina)*	I, 160
Pyrgo	I, 172
pyritosus Rossi *(Neophaedon)*	I, 164
Pyropida	I, 125
Pyrrhalta	II, 10
Pyxis	I, 174
quadraticollis Boheman *(Goniochenia)*	II, 81
quadraticollis Lacordaire *(Plecomera)*	I, 77
quadrigemina Suffrian *(Chrysolina)*	I, 153
quadrimaculata Linné *(Phyllobrotica)*	II, 21
quadrimaculatus Jacoby *(Elyces)*	II, 22
quadrinodosa Boheman *(Zeugonota)*	II, 80
quadripunctata Lacordaire *(Euryscopa)*	I, 85
quadripunctata Linné *(Clytra)*	I, 80
quadripunctatus Jacoby *(Iphitroides)*	II, 50
quadripustulata Baly *(Caritheca)*	II, 32
quadrivittata Champion *(Terpsis)*	II, 83
quadrivittatus Jacoby *(Macrogonus)*	I, 64
quaternus Fairmaire *(Paraluperodes)*	II, 23
quatuordecimcostata Lefèvre *(Sternocolaspis)*	I, 141
quatuordecimnotata Fairmaire *(Candezoides)*	II, 40
rajah Guérin *(Sphaerolina)*	I, 162
recticollis Jacoby *(Cyrsylus)*	II, 47
reichei Chapuis *(Plesispa)*	II, 72
reimeri Kolbe *(Exothispa)*	II, 73
religiosa Lacordaire *(Scaphigenia)*	I, 84
reticulata Baly *(Rhadinosa)*	II, 75
retiferus Baly *(Endoschyrus)*	I, 139
Rhabdopterus	I, 114
Rhacocassis	II, 90
Rhadinosa	II, 75
Rhaebus	I, 31
Rhagiosoma	I, 33
Rhaphidopalpa	II, 4
Rhembastus	I, 135
Rhinotmetus	II, 59
Rhoia	II, 91
Rhoicus	II, 59
Rhombosternus	I, 94
Rhyparida	I, 125
Richmondia	I, 178
robinsoni Baly *(Octhispa)*	II, 69
robusta Jacoby *(Trachyscelida)*	II, 22
robusta Spaeth *(Dyscineta)*	II, 92
robustus Allard *(Coeligethes)*	II, 42
robustus Jacoby *(Auranius)*	I, 131
Rohania	II, 42
rossia Illiger *(Chrysolina)*	I, 155
rotundata Motschulsky *(Nodina)*	I, 118
ruandana vulcania Laboissière *(Megalognatha)* ...	II, 20

	Pages.
rubicunda Guérin *(Metrionaspis)*	II, 95
rubiginosa Gerstäcker *(Physodactyla)*	II, 59
rubiginosa Guérin *(Canistra)*	II, 80
rubiginosa Müller *(Cassida)*	II, 89
rubiginosus Guérin *(Baliosus)*	II, 68
rubra Latreille *(Euryope)*	I, 126
rubra Olivier *(Callraspis)*	II, 78
rubricosus Boheman *(Argopus)*	II, 62
Rudolphia	II, 41
rufa De Geer *(Antipa)*	I, 78
rufa Duftschmidt *(Chrysolina)*	I, 159
rufa Germar *(Galeruca)*	II, 15
rufa Guérin *(Anisodera)*	II, 70
ruficeps Boisduval *(Calomela)*	I, 174
ruficeps Weise *(Pachytomella)*	II, 12
ruficollis Fabricius *(Charistena)*	II, 67
ruficollis Lefèvre *(Phanaeta)*	I, 140
ruficollis Lucas *(Orthocrepis)*	II, 49
rufifrons Lacordaire *(Anomoea)*	I, 78
rufifrons Olivier *(Colaspidema)*	I, 163
rufimanus Lefèvre *(Cleptor)*	I, 129
rufinus Lefèvre *(Eurysarcus)*	I, 110
rufipennis Lacordaire *(Babia)*	I, 87
rufipes Lefèvre *(Sterneurus)*	I, 117
rufipes Linné *(Derocrepis)*	II, 52
rufitarsis Allard *(Phyllotreta)*	II, 45
rufitarsis Lefèvre *(Colaspoides)*	I, 140
rufiventris Erichson *(Chalcoplacis)*	I, 105
rufofemorata Heyden *(Chrysolina)*	I, 158
rufus Philippi *(Psathyrocerus)*	I, 57
rugiceps Baly *(Chaetocnema)*	II, 55
rugicollis de Borre *(Crioceris)*	I, 63
rugosa Baly *(Duboulaia)*	I, 33
rugosa Boheman *(Pararectis)*	II, 92
rugulosa Brown *(Trachytetra)*	II, 45
rugulosus Lefèvre *(Dicolectes)*	I, 124
rumicis Fabricius *(Entomoscelis)*	I, 178
rustica Linné *(Mantura)*	II, 55
Ruwenzoria	II, 20
ruwenzorica Weise *(Rohania)*	II, 42
Sagra	I, 37
sagroides Lacordaire *(Atalasis)*	I, 37
sahlbergi Meneville *(Chrysolina)*	I, 157
Salaminia	II, 13
salicariae Paykull *(Lythraria)*	II, 51
saliceti Weise *(Chrysomela)*	I, 167
salviae Germar *(Chrysolina)*	I, 153
salvini Jacoby *(Prionodera)*	I, 111
Sangaria	II, 53
Sangariola	II, 51
sanguinolenta Achard *(Atalasis)*	I, 37
sanguinolenta Linné *(Chrysolina)*	I, 151
saportae Grenier *(Colaspina)*	I, 133
Sarda	II, 28
Sardoides	II, 20
Sastra	II, 13
Sastracella	II, 13
Sastroides	II, 14
saucia Leconte *(Saxinis)*	I, 87
Saulaspis	II, 91
sauteri Spaeth *(Taiwania)*	II, 90
Saxinis	I, 87
scabra Guérin *(Physocoryna)*	II, 69
scabripennis Guérin *(Octotoma)*	II, 69
Scaeocassis	II, 91
Scaphigenia	I, 84
Scaphodius	I, 92
Scelodonta	I, 120
Scelolyperus	II, 23
Schematicella	II, 11
Schematiza	II, 22
scherzeri Baly *(Microdonta)*	II, 67
Schizonoda	I, 143
Schizosternus	I, 94
schoutedeni Achard *(Chlamisus)*	I, 99
Sclerophaedon	I, 165
scopolina Linné *(Coptocephala)*	I, 83
sculptilis Fairmaire *(Balyana)*	II, 73
Sebaethe	II, 58
segnis Weise *(Sternoplatys)*	I, 165
Semacianella	II, 28
semenowi Weise *(Chiridula)*	II, 87
Semenowia	I, 178
semiflavus Wiedeman *(Haplosonyx)*	II, 31
semilaevis Stål *(Microtheca)*	I, 179
semilineata Boheman *(Parechoma)*	II, 84
seminigra Jacoby *(Heikertingeria)*	II, 48
semipurpurea Harold *(Idmosyne)*	II, 60
semistriatus Fairmaire *(Pheloticus)*	I, 134
semiviolacea Fauvel *(Candezea)*	II, 39
semiviridis Jacoby *(Alethaxius)*	I, 113
senilis Say *(Luperaltica)*	II, 45
Sepharia	II, 32
seraphina Ménétriés *(Alledoya)*	II, 89
seriata Fairmaire *(Eusthetha)*	II, 29
seriatus Lefèvre *(Mecistes)*	I, 132
sericata Perty *(Clitaspis)*	I, 86
sericea Guérin *(Trichispa)*	II, 76
sericea Gyllenhal *(Prasoidea)*	I, 119
sericea Weise *(Hespera)*	II, 44
sericeus Lefèvre *(Entomochirus)*	I, 113
Sermylassa	II, 28
Sermyloides	II, 31
serraticollis Baly *(Demotina)*	I, 123
servula Stål *(Limenta)*	I, 174
Sesselia	II, 21
severini Jacoby *(Trichochrysea)*	I, 123
sexmaculata Fabricius *(Tituboea)*	I, 77
sexplagiata Jacoby *(Neobrotica)*	II, 22
sexsignatus Fabricius *(Melixanthus)*	I, 95
Sibotes	I, 108
signatifera Boheman *(Cteisella)*	II, 95
signatipennis Stål *(Zygogramma)*	I, 146
Sigrisma	I, 65
Sikkimia	II, 27
silphoides Dalman *(Theone)*	II, 41
Simaethea	II, 54
simplex Clark *(Axiotheata)*	II, 48
simplex Jacoby *(Euphrytus)*	I, 110
Sindia	II, 86
Sindiola	II, 86
sinuata Gestro *(Micrispa)*	II, 74
Sjoestedtinia	II, 21
smaragdina Boheman *(Paratauroma)*	II, 79
smaragdina Weise *(Therpis)*	II, 17
smaragdipennis Jacoby *(Pseudapophylia)*	II, 42
Smeia	I, 76
Smodingonota	II, 80
sobrina Boheman *(Paromaspides)*	II, 85
Solenispa	II, 65
Sominella	I, 48

	Pages.
Sonchia	II, 18
spadicea KLUG *(Gratiana)*	II, 91
Spaethiechoma	II, 84
Spaethiella	II, 78
speciosa LEFÈVRE *(Adorea)*	I, 111
speciosa BOISDUVAL *(Oxycephala)*	II, 72
spectabilis BALY *(Myrcinella)*	II, 50
Sphaerocharis	I, 102
Sphaeroderma	II, 62
Sphaerolina	I, 162
Sphaerometopa	II, 58
Sphaeropsis	I, 127
Sphenocassis	II, 88
Sphenoraia	II, 29
Sphenoraioides	II, 29
Sphondylia	I, 72
Spilispa	II, 71
Spilophora	II, 78
Spilopyra	I, 117
spilota BOHEMAN *(Conchyloctenia)*	II, 86
spinicornis BALY *(Xenoda)*	II, 27
spinicornis KRAATZ *(Polyconia)*	II, 75
spinifex LINNÉ *(Acromis)*	II, 84
spinolae HOPE *(Ametalla)*	I, 37
spinosa JOLIVET *(Bechyneia)*	I, 126
Spintherophyta	I, 105
Spitiella	II, 32
splendens DUVIVIER *(Cerophysa)*	II, 27
splendida MONTROUZIER *(Orsodacne)*	I, 57
squamulosa CHAPUIS *(Himerida)*	I, 127
staphylea LINNÉ *(Chrysolina)*	I, 157
staudingeri JACOBY *(Nirinoides)*	II, 11
Stegnocephala	I, 91
steinheili HAROLD *(Lactinus)*	II, 49
Stenispa	II, 65
stenodera LACORDAIRE *(Ametalla)*	I, 37
Stenolampra	I, 115
Stenomela	I, 58
Stenoplatys	II, 36
Stenoprioptera	II, 77
Stereoma	I, 87
sternalis FAIRMAIRE *(Sonchia)*	II, 18
Sterneurus	I, 117
Sternocolaspis	I, 141
Sternoglossus	I, 89
Sternoplatys	I, 165
Sternostena	II, 68
Sterromela	I, 169
Stethidea	II, 30
Stethispa	II, 67
Stethomela	I, 173
Stethopachys	I, 65
Stethotes	I, 137
sticticollis BALY *(Platymela)*	I, 174
Stictocema	II, 11
stigmula GERMAR *(Caeporis)*	II, 50
Stilodes	I, 148
Stoiba	II, 83
Stolas	II, 82
straeleni BECHYNÉ *(Allocolaspis)*	I, 141
straeleni JOLIVET *(Gynandrophthalma)*	I, 82
strangulata BECHYNÉ *(Hemydacne)*	I, 60
striaticollis MONTROUZIER *(Scaphodius)*	I, 92
Strichosa	I, 149
strigicollis LEFÈVRE *(Pausiris)*	I, 127
strigiscutata FAIRMAIRE *(Malacotheria)*	II, 18
strigosus CHAPUIS *(Nerissus)*	I, 123
Stilodes	I, 148
Strobiderus	II, 34
Strumatophyma	I, 168
Stylosomus	I, 89
subcostata CHAPUIS *(Sterromela)*	I, 169
subcostatus CHAPUIS *(Agetinus)*	I, 113
subcylindricus FAIRMAIRE *(Pseudabirus)*	I, 130
subferruginea SCHRANK *(Hypocassida)*	II, 89
subinermis FAIRMAIRE *(Mombasica)*	II, 17
sublineata BOHEMAN *(Trachymela)*	I, 171
submetallica BALY *(Stethomela)*	I, 173
submetallicus JACOBY *(Macrogonus)*	I, 64
submetallicus SUFFRIAN *(Prasonotus)*	I, 93
suffriani FAIRMAIRE *(Chrysolina)*	I, 154
Suffrianius	I, 95
Suinzona	I, 178
sulcicollis CHAPUIS *(Neocles)*	I, 132
sulcicollis JACOBY *(Livolia)*	II, 52
sulcifrons FAIRMAIRE *(Hornius)*	I, 56
sulphuripennis BALY *(Rhombasternus)*	I, 94
sumatrana JACOBY *(Galerosastra)*	II, 14
Sumatrasia	II, 27
sumptuosa BALY *(Pyropida)*	I, 125
sumptuosa BALY *(Spilopyra)*	I, 117
sumptuosus FABRICIUS *(Lamprophaes)*	I, 116
superba LACORDAIRE *(Sagra)*	I, 39
superba THUNBERG *(Chrysolina)*	I, 152
supervisoria BECHYNÉ *(Chalcophana)*	I, 116
surinamensis FABRICIUS *(Eumolpus)*	I, 125
Sutrea	II, 58
suturalis ALLARD *(Exosomorpha)*	II, 40
suturalis DUVIVIER *(Chthoneis)*	II, 22
suturalis JACOBY *(Anoides)*	II, 4
suturalis JACOBY *(Pseudolema)*	I, 65
suturalis LABOISSIÈRE *(Eugonotes)*	II, 45
suturalis LABOISSIÈRE *(Luperosasia)*	II, 23
Syagrus	I, 135
Sybriacus	I, 117
sylvatica LABOISSIÈRE *(Xenarthracella)*	II, 37
Syneta	I, 53
Syngambria	II, 93
Synodita	II, 26
Syphraea	II, 49
Syricta	I, 120
Systena	II, 48
taeniata THUNBERG *(Camptolenes)*	I, 77
tagana SUFFRIAN *(Chrysolina)*	I, 156
Taiwania	II, 90
Talurus	I, 114
Taphina	II, 30
Taphinella	II, 31
Taphius	I, 109
Tapinaspis	II, 94
Tappesia	I, 96
taxicornis FABRICIUS *(Labidostomis)*	I, 75
Teaspes	I, 108
Teinocera	I, 76
Tellena	I, 86
Temnaspis	I, 74
tenebrionoides BLACKBURN *(Coolgardica)*	I, 33
Tenosis	II, 53
Terillus	I, 110
terminalis BALY *(Atysa)*	II, 14
Terpnochlorus	II, 63

	Pages.
Terpsis	II, 83
tessellata Blanchard *(Orsodacne)*	I, 57
tessellatus Duftschmidt *(Pachnephorus)*	I, 133
tessulata Germar *(Teaspes)*	I, 108
testacea Linné *(Hispa)*	II, 76
testaceicollis J. Thomson *(Acrocassis)*	II, 88
testaceus Pic *(Hemydacne)*	I, 60
Tetracassis	II, 94
Thaumacera	II, 34
Thelyterotarsus	I, 91
Themesia	I, 85
Theone	II, 41
Theopea	II, 33
Theopella	II, 33
Therpis	II, 17
Thlaspida	II, 90
Thlaspidomorpha	II, 90
Thlaspidosoma	II, 90
thoracica Baly *(Gastrolina)*	I, 167
thoracica Lefèvre *(Clypeolaria)*	I, 125
Thrasygoeus	II, 60
Throscoryssa	II, 63
Thyra	I, 139
tibetana Spaeth *(Stenoprioptera)*	II, 77
tibiale Baly *(Palesida)*	I, 127
tibialis Bryant *(Sarda)*	II, 28
tibialis Villa *(Lilioceris)*	I, 63
tibialis Chapuis *(Pallena)*	I, 127
tibialis Chapuis *(Argoa)*	I, 130
tibialis Germar *(Melinophora)*	I, 140
tibialis Lefèvre *(Mouhotina)*	I, 136
Timarcha	I, 176
Timarchella	I, 177
Timarchida	I, 176
Tituboea	I, 78
Tlanoma	II, 56
tomentosa Lacordaire *(Proctophana)*	I, 85
tonkinea Pic *(Lophea)*	I, 131
tonkinensis Weise *(Cassena)*	II, 55
tonkinensis Laboissière *(Cerophysella)*	II, 27
tonkinensis Laboissière *(Trichobalya)*	II, 34
tonkinensis Lefèvre *(Damia)*	I, 81
Torodera	II, 62
torridus Blackburn *(Polyoptilus)*	I, 34
Toxaria	II, 55
Trachymela	I, 171
Trachyscelida	II, 22
Trachytetra	II, 45
tranquebarica Fabricius *(Hymnesia)*	II, 13
transcisa Motschulsky *(Parlina)*	II, 49
transvaalensis Péringuey *(Dichirispa)*	II, 76
transversa Marshall *(Crepidodera)*	II, 52
transversalis Dejean *(Bathseba)*	I, 140
transversicollis Pic *(Macrolopha)*	I, 72
tredecimpunctata Fabricius *(Laccopteroidea)*	II, 87
Triachus	I, 95
Triarius	II, 8
Trichaspis	II, 88
Trichispa	II, 76
Trichobalya	II, 34
Trichochrysea	I, 123
Tricholema	I, 55
Trichomimastra	II, 24
Trichonotolema	I, 66
Trichosepharia	II, 32
Trichostola	I, 128
Trichotheca	I, 121
Tricliona	I, 136
tricolor Fabricius *(Tymnes)*	I, 130
tricolor Perty *(Aracyntha)*	I, 111
tricostata Spaeth *(Carlobruchia)*	II, 80
trigemina Guérin *(Spilophora)*	II, 78
Trigonocassis	II, 90
trilineata Hope *(Glyphocassis)*	II, 88
triloba Fabricius *(Megaleruca)*	II, 10
tripartitum Thomson *(Physoma)*	II, 58
Trirhabda	II, 16
trisignata Boheman *(Metriona)*	II, 93
tristis Fabricius *(Sagra)*	I, 39
tristis Guérin *(Cyclosoma)*	II, 79
tristis Perty *(Homalopterus)*	I, 71
tristriata Fabricius *(Agroiconota)*	II, 91
Trochalodes	I, 169
Trochalonota	I, 175
tropica Jacoby *(Neolochmaea)*	II, 16
tuberculata Baly *(Geloptera)*	I, 114
tuberosus Laboissière *(Arimetus)*	II, 10
turca Fairmaire *(Chrysolina)*	I, 161
turrigera Boheman *(Hybosinota)*	II, 86
Tymnes	I, 130
Typophorus	I, 137
uberaba Bechyné *(Vianaeta)*	I, 143
ugandensis Laboissière *(Palpoxena)*	II, 35
Uhehlia	I, 124
ulema Germar *(Eupales)*	I, 115
ulyssis Laboissière *(Cyclanthipha)*	II, 30
umbratilis Weise *(Chrysolina)*	I, 161
undatus Brême *(Alurnus)*	II, 66
undecimpunctata Fabricius *(Coptocycla)*	II, 92
undulata Linné *(Phyllocharis)*	I, 175
unicolor Blanchard *(Lio)*	I, 57
unicolor Blanchard *(Orsodacne)*	I, 57
unicolor Fairmaire *(Hemydacne)*	I, 60
unicolor Illiger *(Haplosomoides)*	II, 24
unicolor Jacoby *(Kanarella)*	II, 26
unicolor Jacoby *(Sumatrasia)*	II, 27
unicolor Jacoby *(Vitruvia)*	II, 19
unicolor Lacordaire *(Megascelis)*	I, 69
unicolor Marshem *(Exiguipenna)*	I, 164
unicolor Olivier *(Phygasia)*	II, 51
unicolor Spaeth *(Fornicocassis)*	II, 88
Urodera	I, 87
Uroplata	II, 69
usambarica Weise *(Chapuisia)*	II, 38
valida Boheman *(Amythra)*	II, 83
validicornis Chapuis *(Agrianes)*	I, 107
variabile Baly *(Nonarthra)*	II, 63
variabilis Baly *(Orsodacne)*	I, 51
variabilis Blanchard *(Lexiphanes)*	I, 91
variabilis Jacoby *(Systena)*	II, 48
variabilis Olivier *(Spartophila)*	I, 172
varians Sahlberg *(Tellena)*	I, 86
varians Schaller *(Chrysolina)*	I, 151
varians apicalis Weise *(Sternostena)*	II, 68
variceps Laboissière *(Platyxanthoides)*	II, 35
varicollis Lacordaire *(Phoenicodera)*	I, 79
varicolor Jacoby *(Lyraletes)*	I, 142
varicornis Jacoby *(Malvernia)*	II, 46
variegata Lacordaire *(Plectonycha)*	I, 65
variegatus Blanchard *(Psathyrocerus)*	I, 58

	Pages.
variolosa Fabricius *(Polychalca)*	II, 79
variolosa Hope *(Pseudadimonia)*	II, 13
ventralis Illiger *(Ochrosis)*	II, 52
vernalis Brullé *(Chrysolina)*	I, 160
verrucosa Jacoby *(Wittmerita)*	I, 142
versicolor Morawitz *(Chloropterus)*	I, 136
vestita Boheman *(Trichostola)*	I, 128
Vianaeta	I, 143
viburni Paykull *(Pyrrhalta)*	II, 10
vicina Lacordaire *(Lachnaea)*	I, 77
vigintipunctata Scopoli *(Microdera)*	I, 166
vigorsi Hope *(Periclitena)*	II, 12
villosula Melsheimer *(Xanthonia)*	I, 121
viminalis Linné *(Gonioctena)*	I, 172
vinula Erichson *(Heterispa)*	II, 69
violacea deyrollei Thomson *(Sagra)*	I, 39
virginea Lacordaire *(Smeia)*	I, 76
viridana Küster *(Chrysolina)*	I, 154
viridiaeneus Jacoby *(Menius)*	I, 135
viridicollis Jacoby *(Sardoides)*	II, 20
viridicyanea Kraatz *(Chrysispa)*	II, 76
viridilimbata Lefèvre *(Colaspis)*	I, 112
viridimaculata Boheman *(Epistictina)*	II, 77
viridipennis Baly *(Momaea)*	II, 14
viridipennis Dalman *(Physonychis)*	II, 58
viridipennis Laboissière *(Mellesianella)*	II, 8
viridipennis Pic *(Sigrisma)*	I, 65
viridipennis Saunders *(Mitocera)*	I, 96
viridis Baly *(Prasona)*	II, 48
viridis Chevrolat *(Crioceris)*	I, 63
viridis Jacoby *(Apophylia)*	II, 42
viridis Jacoby *(Myrcinoides)*	II, 51
viridis Laboissière *(Ruwenzoria)*	II, 20
viridis Linné *(Odontionycha)*	II, 89
viridis Philippi *(Procalus)*	II, 9
viridis Saunders *(Chloroplisma)*	I, 96
viridis Weise *(Huillania)*	II, 37
viridula De Geer *(Gastrophysa)*	I, 163
vitellinae Linné *(Phratora)*	I, 173
vitrea Boheman *(Eurypepla)*	II, 85
Vitruvia	II, 19
vittata Blanchard *(Rhyparida)*	I, 125
vittata Duvivier *(Luperomorpha)*	II, 44
vittata Fabricius *(Microrhopala)*	II, 70
vittata Fabricius *(Prosicela)*	I, 148
vittata Olivier *(Scelodonta)*	I, 120
vittata Villiers *(Cassidulella)*	II, 89
vittatus Clark *(Physimerus)*	II, 59
vittatus Clark *(Rhoicus)*	II, 59
vitticollis Jacoby *(Paria)*	I, 137
vivida Boheman *(Euctenochira)*	II, 96
vulgata Lefèvre *(Colaspoides)*	I, 140
vulgatissimus Linné *(Chaetocera)*	I, 173
Vulpia	II, 80
vulpinus Suffrian *(Elaphodes)*	I, 92
wagneri Steinheil *(Euryceraea)*	I, 147
wahlbergi Stål *(Syricta)*	I, 120
Wallacea	II, 74
wallacei Baly *(Aulexis)*	I, 121
wallacei Baly *(Euphitrea)*	II, 62
walleri Baly *(Oidosoma)*	I, 175
waterhousei Baly *(Corynodes)*	I, 137
waterhousei Baly *(Xenochalepus)*	II, 68
weisei Jacoby *(Gabonia)*	II, 46
weisei Jacoby *(Halysacantha)*	II, 6
Weiseocassis	II, 86
wesmaeli Boheman *(Tapinaspis)*	II, 94
westermanni Boheman *(Diaphanops)*	I, 36
westermanni Stål *(Lygaria)*	I, 175
westwoodi Baly *(Chiloxena)*	I, 126
westwoodi Baly *(Pseudispa)*	II, 67
westwoodi Chapuis *(Chaloenus)*	II, 44
whitei Baly *(Aesernia)*	I, 162
wittei Jolivet *(Coenobius)*	I, 93
wittmeri Monros *(Mariamela)*	I, 69
Wittmerita	I, 142
Xanthonia	I, 121
Xanthopachys	I, 105
Xanthophorus	I, 121
xanthospila Baly *(Pseudodera)*	II, 53
xanti Crotch *(Euplectroscelis)*	II, 56
Xenarescus	II, 65
Xenarthra	II, 34
Xenarthracella	II, 37
Xenidea	II, 56
Xenocassis	II, 93
Xenochalepus	II, 68
Xenoda	II, 27
Xenomela	I, 178
Xuthea	II, 52
Yulenia	II, 17
zanzibaricus Lefèvre *(Liniscus)*	I, 134
Zatrephina	II, 83
zeal Bryant *(Zomba)*	II, 59
Zeugonota	II, 80
Zeugophora	I, 51
Zipangia	II, 46
Zomba	II, 59
Zygogramma	I, 146

TABLE DES FIGURES

Pages

FIG. 1. — Types de nervation des Coléoptères ... ... I, 7

FIG. 2. — Aile de *Bechyneia spinosa* JOLIVET, d'après la nomenclature de VIGNON ... ... I, 11

FIG. 3. — A : Type primitif hypothétique de nervation ... ... I, 13
B : Pliures de *Chrysochus auratus* FABRICIUS ... ... I, 13
C : Nervation de *Chrysochus auratus* (d'après FORBES) ... ... I, 13

FIG. 4. — Aile théorique de *Chrysomeloidea* ... ... I, 15

FIG. 5. — Distribution des trachées dans A : l'aile antérieure d'une nymphe de Coléoptère; B : l'aile postérieure d'une nymphe de Coléoptère; C : l'aile postérieure droite d'une nymphe de *Chrysomela populi* L. ... ... I, 18

FIG. 6. — Schéma théorique de l'ombrage à l'or ... ... I, 22

FIG. 7. — Distribution des organes sensoriels sur l'aile inférieure gauche de *Dytiscus marginalis* ... I, 24

FIG. 8. — A : Structure d'un élytre de *Chrysomela populi* L. ... ... I, 27
B : Coupe de l'élytre de *Chrysomela populi* L. ... ... I, 27
C : Coupe de l'élytre de *Phytodecta viminalis calcaratus* F. ... ... I, 27
D : Section transversale d'une portion de l'aile d'une nymphe d'insecte ... ... I, 27
E : Pores des glandes sur le bord de l'élytre de *Chrysomela populi* L. . ... I, 27
F : Coupe transversale à travers le bord latéral de l'élytre de *Chrysomela populi* F. ... I, 27

FIG. 9. — Élytre droit de *Chrysomela populi* L. ... ... I, 28

FIG. 10. — Spectre d'absorption d'une solution alcoolique d'une macération d'élytre de *Chrysomela populi* L. . ... I, 30

FIG. 11. — Ailes d'*Eumolpidae* et *Lamprosomidae* . ... I, 59

FIG. 12. — Types de nervation des *Chrysomeloidea* ... ... II, 98

FIG. 13. — Génitalia ♂ ♂ d'*Orsodacnidae*, *Synetidae* et *Eumolpidae* ... ... II, 99

FIG. 14. — Évolution probable des *Chrysomeloidea* ... ... II, 100

TABLE DES MATIÈRES

Pages.

AVANT-PROPOS . . . . . I, 3

I. — L'AILE MEMBRANEUSE DES COLÉOPTÈRES ET SES DIFFÉRENTES NOMENCLATURES . . . . . I, 5

II. — AILE TYPE « *Chrysomeloidea* » . . . . . I, 14

a) Description de l'aile théorique . . . . . I, 14

b) Sclérites d'articulation . . . . . I, 17

c) Pliage des ailes . . . . . I, 17

d) Schéma des trachées dans la nymphe . . . . . I, 17

e) Coloration de l'aile . . . . . I, 18

f) Microstructure . . . . . I, 21

g) Anatomie de l'aile et de l'élytre . . . . . I, 26

h) Morphologie et coloration élytrale . . . . . I, 28

III. — MORPHOLOGIE ALAIRE COMPARÉE DES DIFFÉRENTES FAMILLES DE *Chrysomeloidea* . . . . . I, 31

1. *Sagridae* et *Aulacoscelidae* . . . . . I, 31

2. *Donaciidae* . . . . . I, 45

3. *Orsodacnidae* et *Synetidae* . . . . . I, 50

5. *Megascelidae* . . . . . I, 69

4. *Crioceridae* . . . . . I, 60

6. *Megalopodidae* . . . . . I, 70

7. *Clytridae* . . . . . I, 75

8. *Cryptocephalidae* . . . . . I, 88

9. *Chlamisidae* . . . . . I, 98

10. *Lamprosomidae* . . . . . I, 101

11. *Eumolpidae* . . . . . I, 103

12. *Chrysomelidae* s. str. . . . . I, 145

13. *Galerucidae* . . . . . II, 3

14. *Halticidae* . . . . . II, 43

15. *Hispidae* . . . . . II, 64

16. *Cassididae* . . . . . II, 76

IV. — ESQUISSE PHYLOGÉNIQUE . . . . . II, 96

V. — BRACHYPTÉRISME ET APTÉRISME . . . . . II, 101

a) Causes du brachyptérisme et de l'aptérisme . . . . . II, 101

b) Morphologie du rudiment alaire . . . . . II, 104

c) Cas de *Chrysolina banksi* FABRICIUS . . . . . II, 104

d) Cas des Halticides brachy-, micro-, et aptères . . . . . II, 106

e) Corrélations entraînées par l'aptérisme . . . . . II, 106

VI. — LE VOL CHEZ LES *Chrysomeloidea* . . . . . II, 107

a) Le vol parmi les *Chrysomeloidea* . . . . . II, 107

b) Effets de la réduction du vol . . . . . II, 109

c) Mécanique du vol . . . . . II, 111

d) Physiologie du vol . . . . . II, 112

VII. — VARIATIONS DE L'AILE MACROPTÈRE DES *Chrysomeloidea* . . . . . II, 113

VIII. — CONCLUSIONS . . . . . II, 117

LISTE DES ABRÉVIATIONS . . . . . II, 118

INDEX BIBLIOGRAPHIQUE . . . . . II, 119

INDEX ALPHABÉTIQUE DES GENRES ET DES ESPÈCES CITÉS . . . . . II, 131

TABLE DES FIGURES . . . . . II, 151

TABLE DES MATIÈRES . . . . . II, 152

PLANCHES I-XL . . . . . II, 153